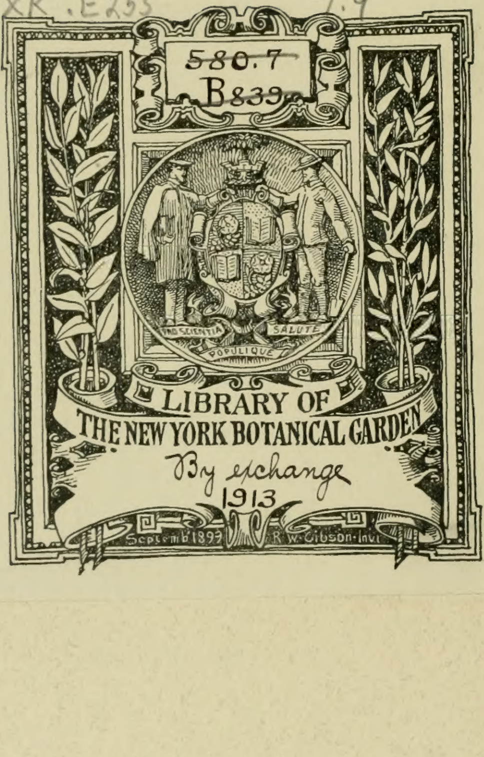
SHOUT
SHARE
IT

XR .E255 T.9


PRO SCIENTIA
POPULIQUE
SALUTE
Septemb 1899
R.W. Gibson Invt

~~580.7~~
B~~839~~

LIBRARY OF
THE NEW YORK BOTANICAL GARDEN
By exchange
1913

RECUEIL
DE
L'INSTITUT BOTANIQUE
LÉO ERRERA

PUBLIÉ PAR

JEAN MASSART

TOME IX
avec quatre-vingt-une figures dans le texte et cinq planches

BRUXELLES
HENRI LAMERTIN, ÉDITEUR-LIBRAIRE
RUE COUDENBERG, 58-62
—
1913

RECUEIL

DE

L'INSTITUT BOTANIQUE

RECUEIL
DE
L'INSTITUT BOTANIQUE
LÉO ERRERA

PUBLIÉ PAR

JEAN MASSART

TOME IX
avec quatre-vingt-une figures dans le texte et cinq planches

LIBRARY
NEW YORK
BOTANICAL
GARDEN.

BRUXELLES
HENRI LAMERTIN, ÉDITEUR-LIBRAIRE
RUE COUDENBERG, 58-62

1913

TABLE DES MATIÈRES

DU TOME IX

LIBRARY
NEW YORK
BOTANICAL
GARDEN.

Pages

LUCIEN HAUMAN-MERCK, *Observations d'éthologie florale sur quelques espèces argentines et chiliennes* . . . 3

Myophilie chez une Euphorbiacée du genre *Sapium* . . . 3
Anémophilie d'une Papavéracée du genre *Bocconia* . . . 5
Protandrie avec xénogamie obligée chez *Alstroemeria aurantiaca* Don. . . . 6
Doubles mouvements gamotropiques chez *Francoa sonchifolia* Cav. . . . 7
L'entomophilie de *Fuchsia macrostemma* R. et P. . . . 8
Autogamie probable chez *Lapageria rosea* R. et P. . . . 9
La question des *Lobelia* de la section *Tupa* . . . 10
La pollination de *Selliera radicans* Cav. . . . 13
Structure florale de *Guevina Avellana* Molina . . . 15
Autogamie chez *Utricularia Gayana* DC. . . . 17
Quelques cas d'hétérostylie . . . 18

LUCIEN HAUMAN-MERCK, *Observations sur la pollination d'une Malpighiacée du genre* Stigmaphyllon . . . 21

LUCIEN HAUMAN-MERCK, *Sur un cas de géotropisme hydrocarpique chez* Pontederia rotundifolia L. . . . 28

LUCIEN HAUMAN-MERCK, *Observations éthologiques et systématiques sur deux espèces argentines du genre* Elodea . . . 33

Elodea densa (Pl.) Casp. . . . 33
Elodea callitrichoides (Rich.) Casp. . . . 35

JEAN MASSART, *La création de réserves naturelles* . . . 40

I. Pourquoi il faut protéger la nature. . . . 40
II. Quel genre de sites il faut préserver . . . 55

JEAN MASSART, *Le rôle de l'expérimentation en géographie botanique* . . . 68

I. La variation et l'accommodation . . . 69
II. La lutte pour l'existence . . . 74
III. L'origine des espèces par mutation et par hybridation . . . 78

Pages
ADRIENNE SEGERS-LAUREYS, *Recherches sur la composition et la structure de quelques Algues officinales* 81
I. Phéophycées ou Algues brunes. 81
A. Fucacées ou Cyclosporées 81
A) *Fucus vesiculosus* 81
B) *Fucus serratus* 91
B. Laminariées 93
A) *Laminaria saccharina*. 96
B) *Laminaria flexicaulis* . . . 98
II. Floridées ou Algues rouges 103
A) *Chondrus crispus*. 103
B) *Corallina officinalis* 107
Résumé . . . 110
Bibliographie 111
Explication des figures 112

H. KUFFERATH, *Contribution à la physiologie d'une Protococcacée nouvelle* Chlorella luteo-viridis *Chodat, nov. spec., var.* lutescens *Chodat, nov. var.* 113
Introduction 113

PREMIÈRE PARTIE

I. Technique des cultures 115
II. Action des solutions nutritives inorganiques à concentrations variables. . 120
Série calcique (série B) 120
Série pauvre en chaux (série A) . 123
Série acide . 124
III. Milieu nutritif alcalinisé par le carbonate de potassium 125
IV. Milieu nutritif additionné d'acide tartrique . . 128
V. Milieu nutritif additionné de substances osmotiques. . . 130
Nitrate de potassium 130
Chlorure de sodium 130
Saccharose 131
Nitrate de potassium, chlorure de sodium et phosphate tricalcique . . 131
VI. Résistance à la température 135
VII. Considérations à propos des expériences précédentes 136
1. Le calcium est-il un élément nécessaire pour la vie des Algues inférieures? . 136
2. Réaction acide ou alcaline des milieux nutritifs. 140
3. Action de la concentration des milieux nutritifs sur les Algues . . . 143
4. Action des substances osmotiques sur les Algues 145
5. Action de la température sur les Algues . . 151
6. Les phénomènes de chlorose chez les Algues . . 153

DEUXIÈME PARTIE

VIII. Cultures en présence de corps organiques divers . 161
Liste des corps organiques expérimentés. . . 164
Tableaux du développement des cultures. 166
1. Résultats obtenus avec *Chorella luteo-viridis* Chodat
pour les cultures sur gélose, à la lumière . . 166
idem. à l'obscurité 168
en milieu liquide, à la lumière 170
idem. à l'obscurité . 174

Pages
2. Abondance et couleur des cultures après un mois 178
3. Pyrénoïde, produits d'assimilation et dimensions des cellules 182
    En milieu liquide, à la lumière 182
        idem. à l'obscurité 183
    Sur gélose, à la lumière 185
        idem. à l'obscurité 187
4. Examen macro- et microscopique des cultures. — Bibliographie 189
    Alcools monovalents 189
    Dérivés des alcools 190
    Acides gras monobasiques, amides 198
    Alcools polyvalents (glycols), bivalents 207
    Alcools trivalents 207
    Alcools polyvalents 210
    Acides monobasiques polyvalents 212
    Acides bibasiques 216
    Acides tri- etc. basiques 229
    Combinaisons du cyanogène 233
    Dérivés de l'acide carbonique 234
    Hydrates de carbone 237
    Pentoses 237
    Hexoses 237
    Sucres en C^{12} 244
    Groupe de la cellulose 251
    Passage aux combinaisons aromatiques 256
    Dérivés benzéiques 257
    Dérivés amidés 257
    Dérivés sulfonés 258
    Phénols 259
    Alcools, aldéhydes et cétones aromatiques 261
    Acides aromatiques 261
    Groupe de la naphtaline 264
    Groupe de l'anthracène 265
    Dérivés pyridiques 265
    Alcaloïdes 266
    Résines 269
    Glucosides 269
    Albuminoïdes 271
5. Conclusions de l'examen des cultures additionnées de divers corps organiques. 281
    Variations dans la grandeur et la forme des cellules 288
    Action de substances colorantes 292
    Pyrénoïde, glycogène et matières grasses 293
IX. Description de *Chlorella luteo-viridis* Chodat *nov. spec.* 298
ERRATA 299
Explication des planches 300
Liste des travaux cités (Bibliographie) 303
Liste alphabétique des noms d'auteurs 309
Table alphabétique des questions traitées et des organismes cités 311

Pages
W. CONRAD, *Observations sur* Eudorina elegans *Ehrenbg.* 321

Introduction . . . 321
Bibliographie . . . 322
La cellule 324
Le cénobe 332
Physiologie. — La natation. 339
Considérations générales sur les Volvocacées . . 340

LUCIEN HAUMAN-MERCK, *La Forêt valdivienne et ses limites*. . . 347

I. Le milieu 348
II. La végétation 356
1. La flore marine et la flore littorale. 356
2. La forêt. 359
3. La flore andine . . . 378

III. Les frontières de la formation . . 382
Index alphabétique 405

Observations d'Éthologie florale sur quelques espèces argentines et chiliennes

par Lucien HAUMAN-MERCK.

Myophilie chez une Euphorbiacée du genre Sapium.

Sapium biglandulosum (Aubl.) Mull. et ses variétés (1), sont des arbustes, et même des arbres, fréquents dans les environs de Buenos-Aires, dans les haies et surtout à proximité des rives du Rio de la Plata; leurs caractéristiques florales sont les suivantes :

Inflorescences spiciformes, bisexuées, minces, denses et dressées, d'une dizaine de centimètres de long en général; les fleurs femelles à la base, en petit nombre (rarement plus d'une dizaine) et n'occupant guère plus de 1/5 de la longueur de l'épi; les fleurs mâles au-dessus, très nombreuses et groupées en glomérules sessiles d'une dizaine de fleurs, serrées les unes contre les autres. A la base de chacun de ces glomérules, et les enserrant comme entre les branches d'un V, et de même, immédiatement en dessous du point d'insertion de chaque fleur femelle, se trouvent étroitement appliquées contre le rachis, deux larges glandes, en forme d'écailles ovales, lisses et de couleur vert sombre; elles sont fixées par le centre de leur face interne et sont formées d'un parenchyme à cellules rondes recouvert sur leur face externe, qui est la face sécrétrice, d'un mince épiderme papilleux; leurs dimensions sont assez variables (3 × 2 mm., en moyenne); parfois elles couvrent entièrement le rachis dans les intervalles qui séparent les fleurs d'un épi, rachis qui dans d'autres cas est nettement visible entre celles-ci.

Les inflorescences, qui sont axillaires, naissent assez près de l'extrémité des rameaux, et comme les feuilles sont lancéolées (comme celles du Saule), rigides et peu abondantes, les fleurs sont toujours facilement visibles pour les Insectes.

Fleurs femelles : des enveloppes florales, réduites à trois écailles enveloppant l'ovaire, émerge un style court et assez robuste, se divisant en trois stigmates épanouis et couverts de longues et abondantes papilles sur leur face interne, tournée vers l'extérieur par rapport à l'axe de l'épi. La longueur totale du gynécée ne dépasse pas 4 millimètres.

---

(1) C. M. Hicken, dans sa *Chloris platensis argentina* (Buenos Aires, 1910), cite comme croissant aux mêmes endroits les variétés *aucuparium* Mull., *serratum* Mull., *stenophyllum* Mull. et les espèces voisines, *S. longifolium* Mull., *S. haematospermum* Mull. et *S. marginatum* Mull.

Fleurs mâles : les deux étamines de 2 millimètres de long, rigides et dirigées presque perpendiculairement au rachis, dépassent pendant l'anthèse les deux sépales qui constituent l'enveloppe florale ; anthères ovoïdes presque aussi longues que le filet ; pollen abondant, lisse, ovale, de 48 × 38 μ en moyenne.

Les fleurs ne dégagent aucune odeur.

S. biglandulosum fleurit déjà à l'état d'arbuste et j'ai observé, tant sur les exemplaires du jardin botanique de la Faculté d'Agronomie de Buenos-Aires, que sur des plants spontanés, deux floraisons successives : la première, en novembre, produit presque exclusivement des fleurs mâles; la seconde, à la fin de décembre, produisant jusqu'à une douzaine de fleurs femelles à la base de chaque inflorescence.

L'espèce est fortement protogyne. Après le flétrissement des fleurs mâles la partie du rachis qui les portait tombe rapidement, tandis que celle qui porte les fleurs femelles fécondées s'accroît notablement; les glandes qui accompagnaient celles-ci tombent très vite après la fécondation, laissant à la base du pédicelle deux très petites cicatrices.

Pendant la floraison les inflorescences sont abondamment visitées, parfois même couvertes peut-on dire, par les Mouches les plus diverses; elles parcourent tout l'épi, butinant avec constance les larges surfaces sécrétrices qui s'offrent à elles, étalées parallèlement à leur corps, et on les voit, passant d'une glande à l'autre et léchant de l'extrémité de leur trompe toute la surface de chacune de celles-ci : elles frôlent ainsi de la face ventrale de leur corps, les étamines déhiscentes et se couvrent d'un pollen qu'elles iront de la même manière déposer sur les stigmates épanouis des fleurs femelles.

Au cours d'un seul après-midi du mois de décembre dernier, j'ai récolté sur quelques pieds de *S. biglandulosum*, non loin des bords du Rio de la Plata, les cinq espèces suivantes dont je dois la détermination à M. Jean Bréthes, spécialiste des Diptères de l'Argentine :

Eristalis tenax L., *Sarconesia chlorogaster* (Wied.), *Sarcophaga flavifrons* Mq, *Chrysomyia macellaria* (Fab.), *Lucilia caesar* L.

Les caractères floraux nécessaires pour que le mode de pollination décrit ci-dessus se réalise, sont donc les suivants : inflorescence spiciforme (ordinairement bisexuée) présentant, sur le rachis, des nectaires étalés plus ou moins développés, fleurs sessiles ou subsessiles, de petites dimensions, à anthères et stigmates saillants. Or, ces caractères se retrouvent non seulement dans les autres espèces du genre

Sapium, souvent si proches les unes des autres qu'il est difficile de les distinguer, mais aussi dans la plupart des genres du groupe des *Hippomaninae* (Pax, *Nat. Pfl. Fam.* III, 5, p. 91) comme *Sebastiania, Stillingia*, sauf ceux où les glandes font défaut ou dont l'inflorescence est en panicule (*Omphalea, Mabea, Colliguaya,* ce dernier sans glandes et, d'après Reiche, anémophile). On peut donc en conclure que dans la plupart des genres du groupe des *Hippomaninae*, la pollination se fait suivant le type décrit plus haut pour *Sapium biglandulosum*.

Anémophilie d'une Papavéracée du genre Bocconia. (Fig. 1)

La robuste tige, de 2 à 3 mètres de haut, de *B. frutescens* se couronne d'une rosette de grandes feuilles d'où émerge une panicule multiflore, à fleurs dressées, longuement pédicellées et assez éloignées les unes des autres dans une même inflorescence. La corolle manquant dans le genre *Bocconia*, l'enveloppe florale se réduit aux deux sépales caduques; le bouton prêt à s'épanouir, a la forme d'une petite amphore à col court pourvu de deux becs allongés (les pointes réfléchies des sépales). L'espèce étant fortement protogyne, par le goulot de cette amphore sortent les deux stigmates, très longs (8 à 10 mm.) et pourvus de papilles très abondantes et très développées : c'est la phase femelle qui se termine bientôt, les stigmates se flétrissant et s'enroulant souvent l'un avec l'autre. Le calice éclot alors et tombe, laissant complètement à découvert les vingt étamines, qui ont l'aspect des étamines de Graminées : les filets beaucoup trop minces et délicats pour supporter leur anthère, très long et assez gros, s'infléchissent; les anthères sont donc pendantes dans la fleur ouverte et s'agitent au moindre mouvement de l'air. Nous retrouvons ici le dispositif des *Juncus*, *Plantago*, etc., mais, me semble-t-il, plus remarquable, les fleurs étant plus grandes, isolées et tout à fait nues pendant la phase mâle.

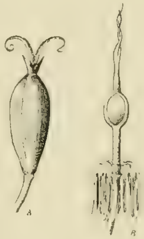


Fig. 1. Fleur de *Bocconia frutescens* L. A état ♀; B état ♂ (2/1).

Dans les environs de la ville de Tucuman, la plante fleurit en hiver (juillet).

C'est en raison de la perfection du dispositif et de la rareté de l'anémophilie parmi le Papavéracées (1), que j'ai cru utile de publier cette note avec le dessin qui l'accompagne, bien que le cas ait été signalé depuis fort longtemps par Delpino (1).

---

(1) Seules peuvent être anémophiles les deux espèces du genre *Bocconia* et l'espèce unique du genre voisin *Macleya*.

Protandrie avec xénogamie obligée chez Alstroemeria aurantiaca Don. (2)

Cette très brillante Amaryllidacée, produit à l'extrémité de tiges dressées pouvant atteindre 3/4 de mètre, une ombelle multiflore de grandes fleurs infundibuliformes d'un jaune orange vif, zébré de rouge sur ses pétales supérieurs.

Les exemplaires que j'ai observés sur les bords du lac Nahuel-Huapi, près de la frontière chilienne, étaient fortement protandres ; les anthères, dont quelques-unes au moins sont légèrement saillantes, occupent la partie inférieure du périanthe, nettement zygomorphe, où l'Insecte viendra se poser, et les anthères, déhiscentes peu après l'éclosion, frotteront forcément, grâce à une légère courbure des filets la face ventrale du visiteur s'avançant vers le fond de la fleur. Le style à ce moment n'a encore atteint que la moitié de la longueur du périanthe et ses stigmates sont entièrement fermés.

Au moment de sa maturité, le stigmate légèrement courbé, comme l'étaient les étamines, et les trois lobes épanouis dirigés vers le haut, se trouve sensiblement au centre de la zone occupée précédemment par les anthères, car pendant ce temps les étamines, en partie déjà desséchées, se sont enroulées et retirées vers le fond de la fleur, où je n'ai pas vu que l'extrémité du style les suivît dans la suite. La xénogamie paraît donc obligée.

Au cours de trop courtes observations réalisées vers le 10 mars, époque déjà tardive, sur les rives du lac Nahuel-Huapi où l'espèce abonde, je n'ai pas observé de visiteurs; les Colibris, que l'on a vus visiter plusieurs *Alstroemeria* tropicaux, sont extrêmement rares dans la région.

Les observations qui précèdent induisent donc à conclure que les fleurs des exemplaires qui « semblèrent protogynes » à Loew au jardin botanique de Berlin, s'il s'agit bien de la même espèce, n'étaient pas normalement développées (3).

---

(1) Knuth, *Blütenbiologie*, III, 1, p. 312. — Je n'ai pas pu consulter le travail original (*Malpighia*, IV, 1890, pp. 24-26).

(2) *Alstroemeria aurantiaca* Don. in Sweet, Brit., 2 sér., t. 205. Mes exemplaires correspondent exactement avec la description de Gay (Flora de Chile, t. VI, p. 91, d'où provient l'indication bibliographique donnée ci-dessus) et celle de Baker (*Handbook of the Amaryllideae*)

(3) Voir Knuth, *Handbuch der Blütenbiologie*, III, 1, p. 150.

Doubles mouvements gamotropiques chez Francoa sonchifolia Cav.

Bien que des phénomènes tout à fait analogues aient été décrits pour de nombreuses Saxifragacées, par Ad. Engler et par Herm. Müller dans le genre *Saxifraga* particulièrement, je crois intéressant de décrire ceux que présentent les fleurs de *Francoa* parce qu'ils me semblent constituer un ensemble aussi typique et complet que possible.

F. sonchifolia Cav., qui constitue un genre monotypique spécial à la région de Valdivia (1), est une plante herbacée à tige très courte, à feuilles formant une rosette d'où sort une hampe florale peu ramifiée qui peut atteindre 3/4 de mètre de hauteur; elle affectionne particulièrement les terrains fortement obliques, talus presques verticaux, etc., et tourne alors les fleurs de ses longues grappes unilatérales du côté de la lumière. La corolle, d'un rose plus ou moins pâle, avec des taches pourpres extrêmement variables en étendue et en intensité, est conique, de 8 millimètres de profondeur; les huit étamines fertiles, alternant avec de courts staminodes, sont un peu plus courtes que les pétales (5 mm.), le pollen est ovale, lisse, de 50 μ sur 30 en moyenne, l'ovaire tétragone, allongé, surmonté d'un stigmate subsessile, tétralobé.

La fleur est fortement protandre : au moment de l'éclosion, les étamines sont réunies en faisceau au milieu de la fleur, leurs anthères dominant le gynécée dont la hauteur (2 mm.) n'atteint pas la moitié de celle qu'il aura par la suite, et dont le stigmate est encore fermé. Les anthères s'ouvrant en ce moment, les Insectes visiteurs se couvriront le corps de pollen. Puis l'ovaire, épanouissant ses stigmates, atteint un niveau un peu inférieur à celui des anthères (4,5 mm. de longueur), mais les étamines qui, pendant ce temps, ont accompli un mouvement centrifuge, se trouvent alors appliquées contre la corolle : les Insectes porteurs de pollen féconderont donc les stigmates. Quoique la fleur soit à ce moment bien près de se faner, on voit encore les étamines, dont quelques-unes souvent ont perdu leur anthère, revenir, par un mouvement centripète, à leur position première et les anthères subsistantes entrer en contact avec les stigmates. Une fois la corolle tombée, les étamines persistent assez longtemps encore contre l'ovaire qui les dépasse rapidement, et atteignent 6, 8, 10 millimètres de haut. Je me suis assuré de ce que, lors du second mouvement, les anthères déjà brunies et qui paraissent vides, contiennent encore d'appréciables quantités de pollen, parfaitement turgescent, au moins en apparence.

---

(1) Monotypique.... « s'il est possible de réunir toutes les espèces décrites, en un type polymorphe » (Reiche, *Grundzüge der Pflanzenverbreitung in Chile*, p. 291).

Il faut donc distinguer dans la floraison de *Francoa*, les trois phases suivantes :

1. Phase mâle, avec xénogamie,
2. Phase femelle, id.
3. Phase hermaphrodite, avec autogamie succédanée.

Les visites d'Insectes sont extrêmement rares, du moins entre le 15 janvier et le 15 février, époque pendant laquelle j'ai observé de nombreuses plantes de *Francoa*, sans les voir une seule fois butinées, le long des côtes de la baie de Corral (près de Valdivia); la fructification n'en est pas moins très abondante, complète peut-on dire, et les capsules toujours très garnies de semences (1).

Ceci tendrait à faire admettre, dans ce cas au moins, et contrairement aux interprétations de dispositifs analogues dans des genres voisins, que la phase autogamique peut devenir la plus importante, *quantitavement* tout au moins, pour la fécondation.

L'entomophilie de Fuchsia macrostemma R. et P.

Cette espèce à calice rouge et à corolle bleue, extrêmement semblable aux formes cultivées dont elle est la souche, a été étudiée par Johow (2), qui signale comme agent de la pollination les deux Colibris chiliens et aussi un Bourdon (*Bombus chilensis* Gay). J'ai de même observé le long des côtes de la baie de Corral (près Valdivia), les visites fréquentes de l'un des Oiseaux-Mouches (*Eustephanus galeritus* Mol.), et celles du Bourdon, incomparablement plus commun que le Colibri dans cette région ; par contre dans la Cordillère, au bord du lac Todos los Santos (41° lat. S) où l'Oiseau-Mouche est très rare, je n'ai vu que le *Bombus* sur les fleurs du Fuchsia. Voici comment il les exploite : il se suspend de ses six pattes aux anthères, où il récolte avec des mouvements violents et en s'aidant de ses organes buccaux, le pollen dont il est très friand et, en général ce n'est qu'ensuite que, grimpant au long des étamines, il va visiter les nectaires du fond de la corolle.

Il est évident que, ne fût-ce que pendant cette montée de l'Insecte, sa face ventrale doit se couvrir de pollen, lequel, pendant que le Bourdon en fera de nouvelles provisions, suspendu comme il a été dit, aux anthères d'une fleur ultérieurement visitée, passera à coup sûr sur le gros stigmate capité, très visqueux et dépassant en tout temps de 2 à 3 millimètres, les plus longues des étamines. Et cette visite aux anthères me paraît indispensable, car, en raison de la longueur des étamines et du pistil, qui dépassent la corolle de 2,5 à 3 centimètres, les Bourdons, dont les ouvrières et les mâles, seuls abondants, n'ont par 2 centimètres de long, pourraient fort bien visiter les nectaires, sans toucher ni les anthères ni le stigmate.

---

(1) Les Mouches et les petits Hyménoptères qui pourraient féconder la plante, sont extrêmement rares dans cette région, à l'époque indiquée. Le temps de floraison est d'après Reiche (*Flora de Chile*) décembre-janvier.

(2) *Verhandl. des deutsch. wiss. Vereins zu Santiago de Chile*, Bd. IV, pp. 233 et 425.

Comme il est naturel, lorsque le pollen constitue pour l'Insecte un attrait au moins aussi actif que le nectar, *Fuchsia macrostemma* est très sensiblement homogame.

Si l'espèce n'est pas autostérile (1), l'autofécondation serait néanmoins très peu probable, en raison de la forte cohésion des grains de pollen triangulaires retenus sur l'anthère par des filaments de viscine.

La fructification était abondante, tant sur la côte du Pacifique que dans la Cordillère, des deux côtés de la frontière chilo-argentine. L'ornithophilie dans le cas qui nous occupe paraît donc une fois de plus ne jouer qu'un rôle secondaire dans la pollination.

Autogamie probable chez Lapageria rosea R. et P.

Johow (*loc. cit.* II, p. 30) donne cette admirable Liliacée grimpante comme probablement ornithophile, « l'observation nous apprenant la grande fréquence des visites des Colibris et l'absence de grands Insectes dans la fleur. » Celle-ci est une grande clochette de consistance charnue, trigone, pendante, presque toujours d'un rouge intense, dont le diamètre atteint 3 et 4 centimètres et la longueur 6 et 8 ; les étamines sont réunies autour du style en un faisceau d'un centimètre environ plus court que le périanthe ; au fond de celui-ci, existent trois grands nectaires de 3 millimètres de diamètre, très semblables à ceux de *Fritillaria imperialis,* et situés dans une dépression, à la base de chacune des trois pièces extérieures du périgone (2).

J'ai longuement observé les fleurs de *Lapageria* dans les environs de

---

(1) On trouve *Fuchsia-Arten* (Gärtner) dans la liste des cas de « Selbststerilität » dans KNUTH, *loc. cit.* I, p. 42, mais on les trouve « Selbstfertil » au tome II, 1, p. 408, d'après le même Gärtner dont je n'ai pu consulter les ouvrages déjà anciens (1849).

(2) Des coupes verticales des nectaires montrent sous le tissu sécréteur (dont les cellules sont remplies d'un pigment pourpre foncé), au milieu donc de l'épaisseur du sépale, une mince zone chlorophyllienne.

Corral où elles abondent en février, et particulièrement sur un coteau anciennement déboisé et recouvert d'un peuplement récent et clairsemé, conditions favorables à la Liliacée qui aime la lumière et où, d'autre part, se trouvaient de nombreux *Fuchsias* et *Phrygilanthus* (celui-ci souvent sur celui-là) en pleine floraison et, eux, constamment visités par le Colibri *Eustephanus galeritus*. Le Bourdon chilien, le seul Insecte de grande taille, commun dans ces régions, abondait dans ces mêmes parages, visitant les *Lobelia* (sect. *Tupa*), le *Fuchsia* et surtout les fleurs innombrables des Myrtacées : or, je n'ai vu se poser sur les grandes clochettes rouges des Liliacées, ni Insecte, ni Oiseau, et de même, n'ai trouvé aucun visiteur dans les nombreuses fleurs que j'ai ouvertes. La fructification n'en n'est pas moins très abondante.

Il y a donc là de fortes probabilités d'autogamie, d'autant plus que, sauf une bien improbable autostérilité, tout semble disposé tout exprès pour cela : la fleur paraît très sensiblement homogame, les anthères entourent l'extrémité du style et à leur déhiscence, plutôt latérale que véritablement introrse, une partie au moins du pollen passe directement sur le stigmate, entièrement caché sous les anthères (le pollen est assez gros ; 100 μ de diamètre moyen, et assez fortement échinulé).

Les proportions relatives du périanthe de *Lapageria*, large et très long (8 cm.) et du bec des Colibris chiliens (2 centimètres pour *Eusthephanus galeritus* et 4,5 centimètres pour *Patagona gigas* d'après Johow (*loc. cit.* I, p. 9) montrent que pour atteindre les nectaires ou les petits Insectes les visitant, l'Oiseau doit enfoncer dans la fleur la tête et le cou et davantage même pour la première espèce, ce qui paraît une position peu commode, résultant donc d'un dispositif bien peu spécialisé pour un animal butinant en plein vol.

La question des Lobelia de la section Tupa.

L'ancien genre *Tupa L.* considéré aujourd'hui comme une section du genre *Lobelia*, comprend d'après Reiche, six espèces (1) toutes particulières des provinces centrales du Chili (zone littorale de Coquimbo à Valdivia, d'après le même auteur). La grandeur de leurs fleurs, qui présentent ainsi, facilement observables, le dispositif si caractéristique des *Lobelia*, les rend intéressantes au point de vue de la biologie florale ; aussi plusieurs espèces de ce groupe ont-elles été étudiées avec des résultats parfois contradictoires, par Johow (*loc. cit.*)

---

(1) *Flora de Chile*, vol. V, Santiago, 1910.

et par Reiche (1). J'ai eu l'occasion d'observer longuement, en janvier et février de cette année, le long des côtes de la baie de Corral où elles abondent, *Lobelia Bridgesii* Hook. Arn. et *L. Tupa* L. (dont *L. mucronata* Cav. est une variété).

Comme *L. polyphylla* Hook. observée plus au nord par Johow, *L. Bridgesii* est évidemment entomophile et c'est *Bombus chilensis* Gay, son visiteur assidu et exclusif, qui la polline. Ses fleurs, d'un rose légèrement violacé et fortement protandres, ont des dimensions parfaitement adaptées à cet Insecte ; lorsque celui-ci, attiré par l'abondant nectar du fond de la fleur, s'engage dans l'angle aigu formé par la corolle et la colonne où se trouvent réunis les organes sexuels, si la fleur est à l'état mâle, il frôle l'extrémité, légèrement recourbée vers le bas, du tube anthéral par l'orifice duquel s'échappe le pollen, et s'en couvre le dos, pollen qui au cours d'une visite à une fleur à l'état femelle, adhérera aux lobes épanouis du stigmate émergeant alors de 1 à 2 millimètres de ce même orifice. Le pollen est jaune pâle, pulvérulent, lisse, et de 62 μ de diamètre en moyenne.

Il en va tout autrement pour *L. Tupa* L., espèce pourtant toute voisine et de structure florale identique; les différences résident dans la couleur, ici pourpre foncé, et dans les dimensions de la fleur; ainsi la distance qui sépare l'extrémité du tube staminal et la corolle à l'endroit où doit se poser le visiteur, est ici de 17 à 24 millimètres, alors qu'elle n'est que de 6 à 9 millimètres dans *L. Bridgesii*. Dans ces conditons, les femelles mêmes du *Bombus chilensis*, qui sont très grosses et du reste assez rares, ne peuvent réaliser la pollination que dans des fleurs exceptionnellement petites. Les mâles, ouvrières et femelles de ce Bourdon sont pourtant les seuls Insectes qui visitent la fleur, mais, en raison de leur goût pour le pollen, la plupart du temps ils vont directement se suspendre à l'extrémité de la colonne staminale, et là, par des mouvements brusques de leurs pattes et s'aidant de leurs organes buccaux, ils déterminent sans doute la sortie de quantités plus grandes de pollen qu'ils accumulent dans leurs corbeilles; ce n'est en règle générale que plus tard, et pas toujours, qu'ils se dirigent vers les nectaires. (K. Reiche semble n'avoir vu en ces mouvements qu'un mode d'atterrissage et d'accès à ces derniers, l'Insecte employant la colonne staminale comme « Leitstange » ou poteau conducteur). Ce genre de visite n'est du reste que de fort peu d'utilité pour la fécondation, non pas en raison de la rareté du fait comme l'indique Reiche, mais parce que l'Insecte — je l'ai très souvent observé – reconnait la fleur à l'état femelle, et la sachant sans doute dépourvue de pollen, dans la grande majorité des cas s'écarte d'elle sans s'y poser.

---

(1) *Verh. des deutsch. wiss. Ver. zu Santiago de Chile*, Band IV, p. 510 (résumé dans Knuth, III, 2, p. 205). Le *Lobelia mucronata* Cav. de cette publication est dénommée *L. Tupa* L. var. *mucronata* (Cav.) dans le vol. V de la *Flora de Chile*, œuvre plus récente du même auteur.

Mais alors comment expliquer la fécondation *complète* de milliers de hampes florales, dont chaque fleur, sauf les toutes dernières qui restent ordinairement stériles, donne une capsule très riche en graines ? Reiche fait observer que la pollination anémophile est possible, soit gitonogamique (1), soit xénogamique, ce qui est plausible, le dernier mode surtout,le pollen étant sec, pulvérulent, très abondant, et déversé lentement et peu à peu hors du tube staminal. Le même auteur, après avoir constaté la rigoureuse protandrie de la fleur, l'expulsion du pollen étant complète au moment de l'éclosion du stigmate, affirme par contre que l'autogamie est « absolument impossible. » La raison me paraît insuffisante; en effet, j'ai constaté que toujours — il ne pourrait du reste en être autrement — des grains de pollen restent par centaines entre les poils qui, d'un côté, bordent l'ouverture de l'orifice du tube staminal, poils que frôlent, tout au début de la phase femelle, le bord de la lèvre inférieure du stigmate, tout fraîchement épanoui. Et ce pollen autofécondant ne peut guère avoir perdu déjà de sa vitalité, la phase mâle ne durant que deux à trois jours et l'autofécondation devant se produire au moment où elle se termine.

J'ai voulu m'assurer expérimentalement de la possibilité de l'autogamie dans les deux espèces étudiées ici : *L. Bridgesii* était malheureusement à la fin de sa floraison et je n'ai pu mettre sous gaze que des extrémités d'inflorescences où la fructification est toujours mauvaise; je n'ai trouvé de graines, et peu nombreuses, que dans une capsule; les plants de l'autre espèce que j'avais mis en expérience ont été intentionnellement détruits.

Quant aux visites des Oiseaux-oMuches, signalées par Johow, sur *L. Tupa*, tant aux îles Juan Fernandez que sur le continent (où?) pas plus qu'à Reiche dans l'île Mocha et dans la province d'Arauco, il ne m'a été donné d'en observer.

La comparaison de ces deux espèces si voisines et observées toutes deux dans leur centre de formation (voir plus haut), me paraît intéressante en ce qu'elle fournit un exemple frappant de l'importance que peuvent prendre, en ce qui concerne le mode de pollination, de très légères modifications survenues au cours de l'évolution d'un groupe. Sans qu'il soit malheureusement possible de savoir avec certitude, quelle est, dans ce cas, la forme la plus ancienne, on voit cependant qu'un léger changement dans les dimensions des organes floraux peut faire qu'une structure aussi profondément spécialisée que celle d'un *Lobelia*, cesse d'être utilisée, la forme modifiée conservant néanmoins, sans en rien perdre de longtemps, le dispositif ancestral, grâce à l'intervention d'un autre mode de fécondation, l'autofécondation, voire même l'anémophilie. Comme au surplus d autres facteurs peuvent subir des modifications non moins capables d'intervenir dans le sens indiqué, il ne paraît donc pas qu'on soit toujours autorisé à déduire de l'ensemble des caractères morphologiques des fleurs d'une espèce, son mode *actuel* de pollination.

---

(1) Les conditions me paraissent peu favorables à la gitonogamie par simple chute du pollen des fleurs supérieures à l'état mâle sur les inférieures femelles: d'une part, les grains de pollen non récoltés par les Insectes ou enlevés par le vent, ont toutes les chances d'être arrêtés dans leur chute par la corolle de la fleur, comme je l'ai observé sur les fleurs, plus petites il est vrai, de *L. Bridgesii* mises sous gaze ; d'autre part, les lobes stigmatiques épanouis, non seulement regardent vers le bas, mais encore sont protégés de l'atteinte du pollen venant d'en haut, par le tube des anthères courbé en crosse au-dessus d'eux.

La pollination de Selliera radicans Cav. (Fig. 2).

Des observations contradictoires ayant été faites par Schönland (*Nat. Pfl. Fam.*, IV, 5, p. 73), et par K. Reiche (*loc. cit.* p. 515) au sujet de cette petite Goodeniacée, et vu l'intérêt évolutif de cette famille, je donne ici des dessins représentant les phases de la pollination.

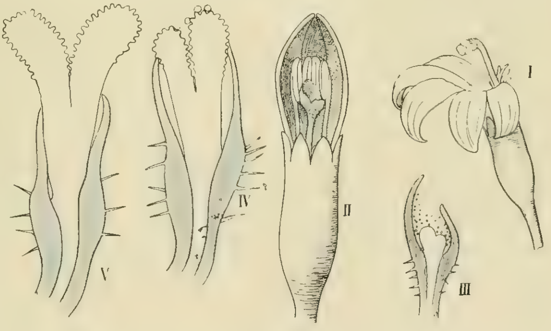


Fig. 2. *Selliera radicans* Cav.

I. Fleur épanouie, phase ♀ : stigmate saillant, étamines flétries ($^2/_1$).
II. Bouton peu avant l'éclosion : on a enlevé deux pétales pour montrer l'intérieur ; la coupe est pleine de pollen ($^3/_1$).
III. Section longitudinale de l'extrémité du style au moment de l'éclosion ($^{15}/_1$).
IV. V. Id. au commencement et à la fin de la phase ♀ ($^{20}/_1$).

Voici, sans m'attarder aux divergences des auteurs cités, les observations que j'ai faites en janvier et février, dans les environs de Corral, où la plante abonde aux endroits humides des plages de sable où elle forme des tapis, et, plus particulièrement dans les fentes des rochers, tout au bord de la mer.

Les petites fleurs blanches, un peu charnues, isolées à l'aisselle des feuilles sur la tige horizontale, et se dressant sur un court pédoncule, présentent, avec leur corolle fendue d'un côté l'aspect des fleurs de *Lobelia* (fig. I. La fig. B de Schönland, si elle se rapporte bien à la même espèce, ne peut représenter qu'un bouton artificiellement ouvert et non la corolle normalement épanouie). Dans le bouton peu avant l'éclosion, les anthères introrses sont déhiscentes, tandis que le stigmate n'apparait encore qu'à l'état de rudiment au fond de la coupe pollinique (II$_1$), dont le pourtour atteint à ce moment la base des anthères qu'il touche (II). Le pollen tombera donc tout naturellement dans l'indusie, dont les bords, dans leur mouvement ascensionnel — car le style s'allonge encore tout en commençant déjà à recourber son extrémité — écrasent de bas en haut les sacs polliniques gonflés et ouverts, qui se vident sous cette pression. Le style se coude alors, presque à angle droit, directement sous la partie évasée (I), et la coupe où l'on distinguait déjà des commissures (II), s'aplatit dans le sens antéro-postérieur, de sorte que la fente ainsi formée est horizontale et dirigée transversalement dans la fleur ouverte. C'est alors que se produit l'éclosion. Le pollen est abondant, lisse, ovale, de 50 μ × 30.

Il est évident, comme l'objecte Reiche, que des grains de pollen peuvent tomber à côté de la coupe et être alors recueillis dans les poils rigides qu'elle porte extérieurement, d'autant plus qu'il arrive, comme je l'ai vu parfois, que des anthères ne se soient pas vidés complètement, ou que leur déhiscence soit en retard sur la croissance du style, mais ce sont là des anomalies dont on ne peut faire une règle.

L'éclosion doit avoir lieu la nuit ou au lever du jour, car même entre 6 et 7 heures du matin, je n'ai jamais pu trouver de fleurs entr'ouvertes, si ce n'est sur des plantes ayant poussé dans des fentes profondes des rochers, ou sous des blocs, endroits ou l'éclairement était encore très médiocre; une fois la fleur ouverte, le stigmate croît rapidement, repoussant devant lui le pollen, et atteint, le jour même, le pourtour de l'indusie qu'il dépassera bientôt de presque un millimètre (IV et V); il s'épanouit alors en un gros mamelon couvert de papilles et présentant une dépression en son milieu, ce qui explique l'aspect bifide, caractère contesté avec raison par Reiche, des coupes passant par son axe (fig. IV à V et fig. E. de Schönland). Les étamines se flétrissent aussitôt et on n'en retrouve que des vestiges desséchés au fond de la corolle, dès le deuxième ou troisième jour de la floraison (I).

Devant ce dispositif, qui est en somme celui d'un *Lobelia*, l'interprétation entomophile qui s'impose, coïncide avec ce que nous avons vu plus haut pour *L. Bridgesii* : l'Insecte (Mouche ou petit Hyménoptère), en se dirigeant vers les nectaires du fond de la fleur (il existe un bourrelet à la base du style), touche du dos l'extrémité du pistil où il s'enduit de pollen dans un fleur à l'état mâle,et où il en dépose sur le stigmate saillant d'une fleur à l'état femelle.

Mais, moins heureux encore que Reiche qui observa deux visiteurs occasionnels (un Acarien et un petit Coléoptère carnivore), je n'ai pas vu un seul Insecte se poser sur les *Selliera,* bien que des Mouches abondassent sur des tas d'Algues échouées non loin de là sur la plage. Cette absence de visiteurs n'empêche pas *chaque* fleur de donner son frut, contenant une quarantaine de semences. Sauf donc au cas peu probable d'un visiteur nocturne, la fleur étant bien petite pour un Lépidoptère, il faut admettre, ou bien une anémophilie semblable à celle proposée par Reiche pour *Lobelia Tupa* (voir ci-dessus, mais le pollen n'est pas ici aussi pulvérulent), ou bien, une fois de plus, l'autogamie.

On se demande, en effet, pourquoi Schönland la déclare impossible; à moins d'une autostérilité qu'aucune expérience n'a démontrée, je la crois au contraire fatale, puisque le stigmate non bifide, ne disposant donc pas du dispositif protecteur qu'il présente chez les Lobéliacées et les Composées, sans doute plus évoluées, émerge d'entre les lèvres de l'indusie avec ses papilles déjà développées et est forcément tout couvert du pollen qu'il repoussait devant lui (IV), pollen tout frais encore, vu la brièveté de la phase mâle. Sa plus grande énergie assure cependant toujours au pollen étranger, éventuellement apporté, la prédominance sur le pollen autofécondant.

Chez cette Goodéniacée comme chez les *Lobelia*, et d'autre part chez les Composées et les Protéacées comme nous allons en voir un exemple, et enfin chez de nombreuses Scitaminales (Cannacées et Marantacées), il se produit donc avant l'anthèse ce qu'on pourrait appeler une « prépollination » (1), antérieure à la pollination vraie, et caractéristique de cet étrange procédé de fécondation, si spécial qu'on serait tenté de réunir en un groupe les fleurs « prépollinées » qui le présentent.

Structure florale de Guevina Avellana Molina. (Fig. 3)

C'est une Protéacée monotype particulière à la forêt valdivienne ; ses fleurs blanc-crème d'une dizaine de millimètres de long et géminées sur un très court pédicelle, couvrent la plante de grappes denses et cylindriques d'environ 10 centimètres sur 2 de diamètre. L'arbre présente au moins deux époques de floraison, — celle d'été s'étend certainement de janvier à avril — et porte à la fois des fleurs et des fruits mûrs.

---

(1) Mot qui se traduirait fort bien par « Vorbestäubung ».

Comme il est général dans la famille, il y a prépollination (voir plus haut) avant l'anthèse, et l'extrémité du style est transformée en un appareil collecteur de pollen (Sammelapparat), lequel présente dans le cas qui nous occupe un dispositif que je ne trouve décrit pour aucune des nombreuses espèces africaines ou australiennes décrites par divers auteurs (voir l'abondante iconographie dans *Nat. Pfl. Fam.*, III, 1, pp. 123, 124 et suiv.).

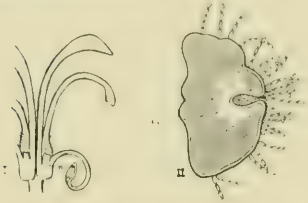


Fig. 3. *Guevina Avellana* Molina.
I. Fleur vue de profil, dont les sépales latéraux ont été enlevés ; *n* nectaire $(^{2}/_{1})$.
II. Coupe transversale du style au niveau de la fente stigmatique ; on n'a représenté qu'une partie des poils et quelques grains de pollen ; *t. c.* tissu conducteur $(^{20}/_{1})$.

Le style tronqué obliquement, présente latéralement à son extrémité, non pas un disque, mais un cône très évasé, tout couvert de longs poils articulés, à cellules ovales et présentant l'aspect d'une chaîne de saucissons; au sommet du cône, dans une étroite et courte fente longitudinale, est le stigmate, fente au dehors de laquelle émergent à peine pendant la phase femelle, de courtes papilles stigmatiques (il me semble bien qu'à ce moment elle s'entr'ouvre un peu, mais extrêmement peu). Les quatre anthères introrses sont, dans le bouton, étroitement appliquées sur les flancs du cône, où l'on peut voir après l'éclosion, régulièrement et radialement réparties, huit taches (deux pour chaque étamine) formées par le pollen jaune à grains triangulaires (de 58 à 62 μ de côté), adhérents aux poils collecteurs.

Le style, déjà courbé dans le bouton, accentue son arcure après l'épanouissement, de telle sorte que le visiteur se dirigeant vers les deux petits nectaires verts situés à la base de l'ovaire, frottera forcément du dos, dans une fleur à l'état ♂, l'appareil collecteur prépolliné, et les papilles stigmatiques d'une fleur à l'état ♀. C'est donc encore une fois, sous une autre forme, la répétition de ce qui passe chez les Lobélias.

J'ajouterai que la phase mâle, comme chez *Selliera*, parait très courte : les poils et le pollen sont très vite enlevés, et dans les fleurs complètement ouvertes, on trouve presque toujours l'extrémité du style tout à fait dénudée.

Bien que *G. Avellana* soit très commun et fleurisse abondamment à l'état d'arbuste, ce qui facilite l'observation, je n'ai jamais vu de visiteurs diurnes ; mais une odeur assez prononcée, à la fois douce et vireuse, que j'ai eu l'occasion de percevoir le soir sur des branches coupées et conservées dans l'eau — et que les fleurs ne dégagent pas pendant le jour — permet de supposer l'intervention d'un Papillon nocturne, hypothèse que confirment les dimensions et la couleur de la fleur et l'absence de point d'atterrissage. En effet, des deux sépales situés dans le plan de courbure du style, l'inférieur qui par sa situation pourrait remplir ce rôle, est si étroit et en outre s'enroule tellement sur lui même, qu'il y devient impropre.

En dehors de l'entomophilie, à moins d'autostérilité ou de vitalité extrêmement courte du pollen, il faut, de même que pour *Selliera*. admettre l'autogamie, d'autant plus que, le fruit étant monosperme, un seul grain de pollen peut suffire à la fécondation. Enfin, malgré la faible proéminence des papilles stigmatiques, peut-être, comme le proposait Bentham pour d'autres espèces, ne faut-il pas écarter tout à fait l'anémophilie, fût-elle gitonogamique, en raison précisément du rapide enlèvement du pollen et des poils collecteurs, car ces derniers très fragiles de par leur structure articulée se dessèchent sans doute très vite après l'éclosion.

Les fruits dont le développement est très lent, sont certes abondants, mais, fait qui peut avoir d'autres causes qu'une pollination insuffisante, il est rare qu'une inflorescence d'une cinquantaine de fleurs, en donne plus de cinq ou six.

Autogamie chez Utricularia Gayana DC.

Cette petite espèce chilienne présente, dans ses lignes générales, le dispositif munitieusement décrit pour diverses espèces européennes, notamment par Hildebrand pour *U. vulgaris* L. (voir les fig. dans *Bot. Zeit.* 1869, ou leur reproduction dans Knuth II, 2). Mais, chez *U. Gayana*, d'une part les deux moitiés des anthères, au lieu de se trouver bout à bout dans un plan presque vertical, ce qui rend évidemment bien plus certain le contact avec le visiteur, sont simplement disposées côte à côte et parallèlement à l'extrémité du filet de l'étamine, gros, court et symétriquement incurvé vers le plan médian de la fleur ; d'autre part, le lobe stigmatique est beaucoup plus court que dans *U. vulgaris*, de sorte que, au moment de l'éclosion, lorsqu'il s'abaisse en se repliant sur lui-même, il vient mettre sa face interne, couverte de papilles, au contact direct des anthères ouvertes, mais encore pleins de pollen, et se trouvent, grâce à la courbure des étamines, directement en dessous. L'autofécondation est donc forcée : j'ai même trouvé une fleur dans laquelle les grains de pollen inclus dans les loges, ayant germé et enfoncé leur tube pollinique dans le stigmate (faits que j'ai vérifiés au microscope), l'étamine tout entière y restait suspendue, après la chute de la corolle.

Celle-ci tombe du reste avec une telle facilité, que l'étude du dispositif floral en devient difficile, et qu'on comprend mal qu'elle puisse supporter le poids de l'Insecte capable de l'effort nécessaire pour écarter ses lèvres étroitement fermées.

Pas plus que pour *Oldenlandia uniflora* et *Selliera radicans*, aux environs immédiats desquels j'ai observé cette Utriculaire, le long des rives de la baie de Corral (en février), je n'ai vu d'Insectes se poser sur ses fleurs. La fructification était cependant très régulière.

Quelques cas d'hétérostylie.

I. — Dans le genre *Oxalis*.

J'ai observé le trimorphisme dans les espèces suivantes, chez lesquelles, je crois, il n'avait pas encore été signalé :

O. Martiana Zucc., à grandes corolles d'un rouge soyeux ; à Buenos-Aires, elle fleurit en automne.

O. eriorhiza Zuc. à fleurs jaunes et floraison automnale (jusqu'en juillet) ; à Buenos-Aires.

O. refracta St. Hil., à fleurs jaunes et fleurissant au printemps ; à Buenos-Aires.

O. Commersoni Pers (*O. Sternbergii* Zucc. d'après Arechavaleta, Flora uruguaya, dans *Anal. Mus. Nac. Montevideo*), à fleurs jaunes et fleurissant en mai ; dans la Sierra de Cordoba.

O. articulata Sav, à fleurs roses et fleurissant de septembre en janvier à Buenos-Aires ; Hildebrand n'en avait observé que deux formes, Arechavaleta (*loc. cit.*) en a déjà signalé le trimorphisme.

Enfin *O. hypsophylla* Phil. de la haute Cordillère de Mendoza (vallée du Rio Tupungato, entre 2500 et 3000 m. d'altitude), me paraît dimorphe : à côté d'individus énergiquement microstyles, je n'ai trouvé qu'une forme intermédiaire, dont les stigmates se trouvent au même niveau que les anthères supérieures.

Chez *O. valdiviensis* Barn. qui est, je suppose l'*O. valdiviana* étudiée par Hildebrand (*Bot. Zeit.* 1887) et citée sans nom d'auteur (voir Knuth, III, 1, p. 429) j'ai trouvé les trois formes en proportions très sensiblement égales, sur les rives du lac Todos los Santos, en février.

II. — Dans la famille des Pontédériacées :

Les quatre espèces suivantes ont été observées dans les environs de Buenos-Aires, sur les rives du Rio de la Plata :

Pontederia cordata. L. est trimorphe, comme l'avait observé F. Muller au Brésil, dès 1879.

P. rotundifolia L. est aussi trimorphe (non encore signalé) ; ses fleurs d'un rose légèrement violacé, sont un peu plus grandes, mais d'une structure identique à celle de l'espèce précédente. Toutes deux sont visitées avec fréquence par *Centris lanipes* F.

Les styles des fleurs macrostylées sont nettement saillants (1).

Eichornia crassipes (Mart.) Solm. Les exemplaires fleuris de cette espèce sont relativement rares dans les environs de Buenos-Aires : je n'ai rencontré, sur un nombre très réduit d'exemplaires, que les formes micro- et macrostylées. Fritz Müller avait signalé déjà les formes méso- et macrostylées; l'espèce, comme on devait s'y attendre, est donc trimorphe.

E. azurea Kth. : bien que n'ayant observé que de rares plants fleuris, j'ai rencontré les formes micro- et macrostylées. Les positions relatives des anthères et des stigmates est dans ces deux espèces identiques à celles bien connues de ces organes dans *P. cordata.* (Knuth, III, 1, 113). Dans les deux espèces, les styles les plus longs ne dépassent pas le bord du périanthe (1).

III. — Chez *Oldenlandia uniflora* R. et P.

Cette toute petite Rubiacée (tiges de 2 ou 3 cm. de haut) se rencontre en très grande abondance dans l'herbe des endroits très humides, dans les environs de Corral. Son dimorphisme fut signalé par K. Reiche dès 1895 (*Engler's Jahrb.* XXI). Les fleurs sont de petites étoiles à quatre rayons, d'un blanc souvent violacé; la gorge est fermée par d'abondants et longs poils blancs sous lesquels se cachent entièrement les anthères jaunes des étamines courtes et le stigmate des styles courts, étamines et styles entièrement inclus. Les étamines longues au contraire, insérées au bord de la gorge et dont les anthères sont noir-bleu, de même que les longs styles sont fortement saillants.

---

(1) La figure de F. Müller (reproduite dans Péchoutre, *Biologie florale*), représentant le trimorphisme d'un *Pontederia*, me paraît devoir se rapporter à une espèce rangée aujourd'hui dans le genre *Eichornia*.

Voici réunis les caractères différentiels et les dimensions des organes dans les fleurs de chacune des deux formes :

	Fl. macrostylée.	Fl. microstylée.
Sépales : longueur.	1 à 1,2 mm.	0,95 mm.
poils	0	abondants en général.
Corolle : longueur du tube	2 mm.	3,5 mm.
Style : longueur totale	4 mm.	1,5 mm.
épaisseur	0,4 mm.	0,27 mm.
Poils de la gorge de la corolle : longueur .	0,54 à 0,7 mm.	0,46 à 0,62 mm.
Etamines : longueur du filet.	0,45 mm.	1,9 mm.
insertion	sur la face interne du tube de la corolle	au bord de la gorge.
Anthères : couleur.	jaunes	noir-bleu.
longueur	0,73 mm.	même dimension.
Branches du style : longueur	1 mm.	id.
Papilles stigmatiques	87 à 125µ	id.
Pollen : forme	ovale lisse	même forme.
dimensions extrêmes	26µ × 21 43µ × 40	40µ × 32. 58µ × 54.

Je n'ai pas mesuré les graines, n'en ayant pu trouver que fort peu. J'ajouterai que les fleurs trimères m'ont paru également fréquentes dans les deux formes.

On voit donc que les différences hétérostyliques secondaires sont, dans ce cas, très peu accentuées.

L'autopollination parait extrêmement difficile, même dans les fleurs microstylées, en raison des nombreux poils fermant la fleur; la fécondation semble ne pouvoir se réaliser que par l'intermédiaire de Mouches ou de très petits Hyménoptères, mais je n'en ai pas observé au cours de longues et fréquentes stations à des endroits où l'herbe était constellée de fleurs d'*Oldenlandia*.

La fructification, vers le 10 février, était très médiocre (1).

---

(1) La plante s'étend très activement par multiplication végétative, ce qui pourrait expliquer son abondance.

Observations sur la pollination d'une Malpighiacée du genre Stigmaphyllon

par Lucien HAUMAN-MERCK.

Les fleurs des Malpighiacées présentent des complications de structure qui pouvaient laisser supposer d'étroites adaptations entomophiles, mais on ne possède encore que je sache aucune observation expliquant le mécanisme de leur fécondation, ni surtout aucune interprétation du rôle des énormes glandes calicinales, si caractéristiques de la famille.

Dans la monographie de Niedenzu (*Die natürlichen Pflanzenfamilien*), datant il est vrai de 1890, le très court paragraphe concernant la pollination ne contient guère que des généralités, parmi lesquelles la constatation du manque d'observation permettant de dire « ob und welche Bedeutung für die Bestäubung, die Kelchdrüsen haben » (III, 4, 48). Dans le volume III du *Handbuch der Blütenbiologie* de P. Knuth (1904) ne figurent que des observations de détail sur un nombre restreint d'espèces et la bibliographie des années suivantes ne m'a fourni aucun renseignement supplémentaire.

Dans ces conditions il ne me paraît que plus intéressant de publier les observations que j'ai eu l'occasion de faire sur *Stigmaphyllon* (1) *littorale* Juss., la seule Malpighiacée que l'on puisse trouver avec quelque fréquence dans les environs de Buenos-Aires.

S. littorale est une liane à feuillage large et abondant qui n'atteint pas, ici du moins, de grandes dimensions ; originaire du nord de l'Argentine et du Brésil méridional, on ne la trouve qu'aux abords immédiats du Rio de la Plata où elle ne doit être considérée que comme une infiltration tropicale et sub-tropicale due aux grands fleuves.

Les caractéristiques de ses fleurs sont si nombreuses et si intimement liées au mécanisme de la pollination, que je crois indispensable, quoique l'espèce soit bien connue, de les rappeler ici avec quelque détail :

Inflorescences axillaires, en ombelle, parfois en ombelle composée, longuement pédonculées et dominant le feuillage, formées, en moyenne, par une douzaine de fleurs assez grandes (15 mm. de diamètre) et d'un jaune d'or extrêmement vif; le plan de l'ombelle n'est jamais horizontal comme dans les Ombellifères, mais nettement oblique.

---

(1) L'Index Kew. conserve cette orthographe qui est la primitive ; les *Nat.Pflanzenfam.* ont adopté la correction *Stigmatophyllon*.

Calice de cinq sépales larges et rigides, refermés sur le réceptacle pendant l'anthèse, et dont quatre portent deux grandes glandes ovales,

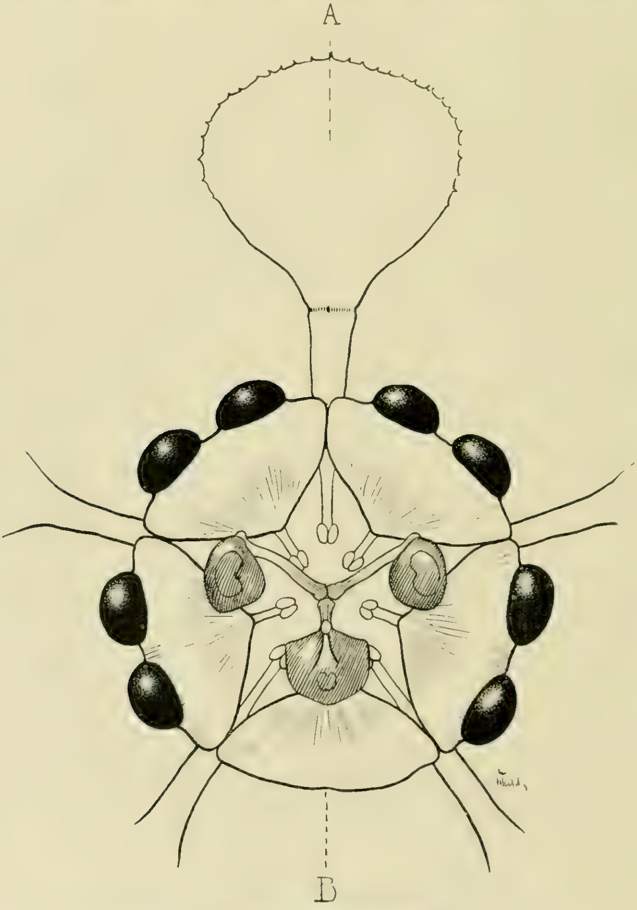


Fig. 4. ***Stigmaphyllon littorale*** Juss.
Schéma d'une fleur vue d'en haut : le pétale dressé seul a été représenté avec la cicatrice laissée sur son onglet par les Insectes. AB plan de symétrie (${}^{1}/_{1}$).

sessiles, disposées longitudinalement de chaque côté de l'axe du sépale et laissant entre elle un sillon profond.

Corolle de cinq pétales longuement onguiculés, à limbe concave et dentelé; le pétale diamétralement opposé au sépale sans glande reste dressé pendant l'anthèse, les autres sont réfléchis; ce dispositif confère à la fleur une zygomorphie assez accentuée et le plan de symétrie étant, comme c'est la règle dans les fleurs zygomorphes, situé dans le plan vertical, on observe que, toujours, le pétale dressé est dirigé vers le haut, et le sépale sans glande tourné vers le bas (fig. 4).

Androcée diplostémone; les étamines et leurs anthères sont de dimensions très différentes, mais toutes sont fertiles, contrairement à ce que disent les auteurs; les connectifs blancs, d'un aspect spongieux sont extrêmement développés. Pollen jaune, sphérique de 60 à 65 μ de diamètre, lisse, peu abondant et très glutineux.

Gynécée trimère, dont les carpelles libres sont surmontés d'un style dressé court, filiforme, s'épanouissant à un niveau un peu supérieur à celui des étamines, en un stigmate foliacé vert (1); l'un d'eux, médian, est opposé au sépale sans glande; les deux autres, supérieurs dans le plan vertical et symétriques entre eux, sont disposés latéralement par rapport au plan de symétrie. Les limbes stigmatiques fortement creusés en cuiller, sont horizontalement réfléchis vers l'extérieur, leur face concave tournée vers le bas (2). Les papilles stigmatiques sont localisées sur une petite protubérance située à la base de chaque limbe, au niveau du coude que celui-ci fait avec le style. Nous aurons à revenir plus loin sur les différences existant entre le stigmate médian et les deux stigmates latéraux.

Il faut ajouter encore que les sépales en se refermant après l'épanouissement de la corolle, s'insinuent entre les onglets des pétales et repoussent devant eux les étamines; celles-ci s'inclinent et convergent vers le centre de la fleur, où les anthères se trouvent réunis au milieu des stigmates. Font exception pourtant les trois étamines dont le mouvement centripète est arrêté par l'obstacle que leur opposent les trois styles; de ces trois étamines, qui s'abritent sous les cuillers stigmatiques, deux seulement (et non les trois comme dit Niedenzu, *loc. cit.*), celles opposées aux carpelles latéraux, se développent beaucoup plus que les autres, leur filet plus haut et robuste reste dressé, et leur anthère, plus grosse et riche en pollen, atteint presque le limbe stigmatique, dans la cavité duquel elle se cache tout entier.

La fleur, qui est donc, zygomorphe dans ces quatre verticilles, ne dégage aucune odeur. Quant aux époques de floraison, j'en ai observé trois (novembre, janvier, mars-avril) sur les plants que je cultive dans le jardin botanique de la Faculté d'Agronomie de Buenos-Aires, mais, cette année-ci tout au moins, la floraison d'automne ne s'est pas produite sur les individus spontanés des rives du Rio de la Plata.

---

(1) D'où le nom générique *Stigmaphyllon*.

(2) Comparez avec la fig. 45, D, des *Nat. Pflanzenfam.* (*loc. cit.*), désignée erronément par la lettre E dans la légende, mais la courbure des styles ne correspond pas exactement avec ce qui existe dans *S. littorale*.

Les fleurs, très voyantes, sont extrêmement visitées par les Insectes; par de belles journées de printemps, j'ai remarqué sur les ombelles des Mouches diverses, des Guêpes (*Polystes versicolor* Oliv.), des Apides, pendant que des Fourmis (*Atta lundi*) et des Punaises vertes (*Edessa sp.*) courent le long des pédoncules; tous ces Insectes butinent les glandes des calices, mais les Fourmis et les Punaises se dirigent aussi vers les nectaires extra-floraux au sommet du pédoncule commun, au sommet et à la base des pétioles, etc.

Parmi tous ces visiteurs l'attention est très vite attirée par une petite Abeille, *Centris lanipes* F., var. *tarsata* Sm., non seulement parce qu'elle est de loin l'espèce la plus fréquente et la plus constante, mais surtout en raison de la manière toute particulière dont elle exploite la fleur; de suite après qu'il s'est posé sur celle-ci, on voit l'animal s'orienter, chercher vers le haut le pétale dressé dont il saisit l'onglet un peu en dessous du limbe, entre ses mâchoires, et poser ses pattes sur le sépale dépourvu de glandes; une fois l'Insecte placé et fixé de la sorte, on remarque que par l'espace que laissent entre eux les onglets des pétales réfléchis, chacune des quatre pattes antérieures tombe tout naturellement sur un des sépales glandulifères et l'on voit l'Insecte se mettre en quelque sorte à pédaler de ses quatre pattes antérieures sur les quatre paires de glandes qu'il frotte énergiquement, y recueillant ainsi un abondant nectar. Le sillon interglandulaire aide à maintenir dans la bonne direction chacun des membres qui passent alternativement de l'une à l'autre des glandes de chaque sépale. Pendant ce temps l'Insecte écrase sous lui les étamines, réunies comme nous l'avons vu au centre de la fleur, et sa face ventrale se couvre d'un pollen qu'il ira porter sur les papilles stigmatiques, très bien situées pour cela (fig. 4), des fleurs visitées par la suite.

L'onglet du pétale dressé montre après le départ du visiteur une petite cicatrice foncée à l'endroit où les tissus ont été meurtris par les mâchoires de l'Insecte. Elle est figurée sur le dessin qui accompagne cette note.

Les *Centris lanipes*, tout au moins à l'époque de la première floraison, pendant laquelle ont été faites ces observations, sont extrêmement abondants autour des inflorescences fleuries de *S. littorale*; on en voit souvent près d'une douzaine sur une même plante, butinant avec insistance, volant de fleur en fleur et d'ombelle en ombelle, pour revenir quelques instants plus tard aux fleurs déjà visitées, si occupés de leur travail que la présence de l'observateur tout proche et tournant autour d'eux, ne semble les gêner en rien. J'ai pu voir, grâce à ces circonstances, les faits rapportés ci-dessus se répéter des centaines de fois; toujours, sans y manquer jamais, l'Abeille prend la position décrite, position si exactement déterminée par la structure florale, que malgré le nombre parfois très élevé des visites reçues par une même fleur, la cicatrice dont il a été parlé est toujours unique, ne comportant jamais qu'une mince ligne transversale, à un millimètre environ de la base du limbe.

L'expérience suivante montre, d'autre part, combien l'Insecte est habitué à trouver la fleur orientée comme il a été dit; tout à côté des fleurs normalement orientées d'une ombelle épanouie, j'attirais une inflorescence voisine ne présentant plus qu'une ou deux fleurs épanouies, les plaçant de telle sorte que le pétale dressé fut tourné vers le bas; les *Centris*, abondants à cette époque, lorsqu'ils se posaient sur la fleur renversée, ou bien s'envolaient aussitôt, déroutés par son aspect insolite, ou bien essayaient de butiner quand même, mais ils y renonçaient vite, fatigués sans doute par la position incommode qu'ils avaient dû prendre.

J'ai pourtant observé à plusieurs reprises qu'un *Centris*, après quelques tentatives vaines, finissait par rencontrer — peut-être par hasard — le pétale dressé; il le saisissait aussitôt et se trouvait par le fait dans la position de récolte. Il était du reste bien payé de sa peine; une abondante provende s'étant sans doute accumulée sur les glandes non visitées depuis le commencement de l'expérience; en effet, alors que les stations normales des *Centris* sur les fleurs ne durent guère plus de vingt secondes, j'en ai vus qui dans ces conditions particulières y restaient plus de deux minutes, visites deux ou trois fois interrompues par un vol de deux ou trois secondes, au-dessus même de la fleur, comme pour se reposer, ainsi d'un mouvement à la longue trop fatigant.

Une autre espèce du même genre, *C. nigriventris* Burmeister, un peu plus grande que la précédente, mais beaucoup moins commune, visite les mêmes fleurs dans des conditions identiques à celles décrites ci-dessus (1).

Aucun des autres Insectes visitant le *S. littorale* ne montre une telle compréhension de la structure de ses fleurs; ils se bornent à butiner les glandes du calice avec leurs organes buccaux et ne pourraient que par hasard et exceptionnellement jouer un rôle dans la pollination croisée. Il est intéressant de rappeler ici que Ducke observa près de

---

(1) Je dois la détermination de ces Hyménoptères à l'obligeance de M. Jean Bréthes, entomologiste du Musée national de Buenos Aires.

Para les fleurs de *S. rotundifolium* Juss. visitées par *Centris minuta* Mocs (Knuth, *loc. cit.*).

Il faut ajouter enfin que les fleurs très fréquemment visitées par les *Centris* présentent sur leurs glandes calicinales des lésions visibles à l'œil nu; la mince cuticule que les recouvre, lisse, transparente et presque invisible sur la glande intacte, apparait plissée, blanchâtre et trouée par endroit, après les visites des Insectes, et parfois même, la répétition des contacts produit des taches noirâtres résultant de la meurtrissure des tissus. Les fleurs qui, au cours d'expériences dont il sera question plus loin, avaient été maintenues sous une gaze, ne présentaient pas au moment de se faner, le moindre plissement de leur cuticule (1).

Il nous reste à interpréter la forme étrange des stigmates et la robustesse de deux étamines qu'ils abritent. L'inégal développement des pièces de l'androcée est un caractère très fréquent chez les Malpighiacées (voir Niedenzu, fig. 38, C, D, E, M), la structure foliacée des stigmates est, au contraire, spéciale au genre qui nous occupe; on pourrait y voir peut-être un dispositif tendant à empêcher le contact direct des stigmates avec les anthères, situés au même niveau qu'eux, des étamines les plus développées, et je ne vois pas ce qu'on pourrait opposer à cette interprétation en ce qui concerne le carpelle médian, de forme symétrique, et portant ses papilles à la base et sur la ligne médiane de la face supérieure de son limbe; le contact avec l'anthère abritée sous la cuiller est donc impossible; mais nous avons vu que l'étamine qui la porte n'est pas plus développée que ses voisines. Il en va tout autrement des carpelles latéraux qui ne présentent pas la forme, sans doute primitive, du carpelle médian; le limbe qui les termine est asymétrique, plus développé d'un côté (vers le carpelle médian) et sa partie filiforme subit une torsion, dont il résulte que la protubérance portant les papilles ne se trouve pas sur la ligne médiane de la face supérieure du limbe, mais sur le bord de celui-ci et du côté du pétale dressé (fig. 4). Or, l'étamine qu'abrite chacun de ces stigmates est grande, dressée, rigide, son anthère touche le fond de la cuiller que l'on trouve toujours remplie de pollen, et ce pollen, plus spécialement déposé vers la base du limbe, puisque l'anthère est introrse, se trouve à une distance infime des papilles stigmatiques, distance que lui fera franchir le moindre mouvement des stigmates, dû par exemple au passage de l'un quelconque des nombreux Insectes qui visitent la fleur. Je n'hésite donc pas à voir dans les particularités morphologiques, dont il vient d'être question, un dispositif permettant l'autogamie succédanée.

---

(1) Des coupes transversales des glandes au moment de l'anthèse montre une structure très semblable à celles décrites et figurées par Niedenzu (*loc. cit.*, p. 42, fig. 36, J. et H.); la surface sécrétrice présente de nombreux sillons longitudinaux, et la cuticule, entièrement détachée du parenchyme palissadique, semble une membrane indépendante.

J'ai voulu vérifier l'exactitude de cette interprétation et constater expérimentalement la possibilité de l'autofécondation, mais cette démonstration est presque impossible à Buenos-Aires, en raison du nombre extrêmement réduit des fructifications. En effet, des plantes ayant porté plusieurs douzaines d'inflorescences n'ont produit que quatre ou cinq fruits mûrs ; j'ai observé plusieurs fois, quelques jours après le flétrissement de la fleur, à un moment où l'on aurait pu croire le fruit déjà noué, le pédicelle se rompre brusquement et sans se dessécher, au niveau d'une petite bractée qu'il porte en son milieu. Des dix ombelles que j'avais recouvertes de gaze, aucune n'a donné de fruit, sans qu'on puisse affirmer pourtant, en raison de la circonstance énoncée, que l'auto-fécondation est impossible.

Il me paraît donc probable que tout en constituant un exemple difficilement contestable d'adaptation réciproque de fleur à Insecte (quatre sépales glandulifères, pétale dressé, anthères repoussés vers le centre), et d'Insecte à fleur (car il me semble bien qu'on doive considérer comme une adaptation de la part de l'Insecte, la compréhension de ce dispositif), *S. littorale* possède aussi, comme tant d'autres espèces entomophiles, des détails de structure assurant la possibilité de l'autogamie succédanée.

Ces faits étant acquis, une série de questions se posent : l'exploitation des glandes calicinales par les pattes des Insectes, est-elle un fait général dans le genre *Stigmaphyllon*, où bien se rencontre-t-elle chez toutes les Malpighiacées à quatre sépales glandulifères ? Quelles sont les adaptations entomophiles des espèces dont les cinq sépales portent des nectaires ? Et à quoi répond le fait que certaines espèces, au lieu de huit glandes, n'en possèdent que six ? Ce sont autant de problèmes qu'il serait hautement désirable de voir résolus par de nouvelles observations.

Sur un cas de géotropisme hydrocarpique chez Pontederia rotundifolia L.

par Lucien HAUMAN-MERCK

(Fig. 5)

Pontederia rotundifolia L., extrêmement commune dans les mares et fossés des rives du Rio de la Plata, présente la curieuse particularité qui semble avoir échappé jusqu'ici aux observateurs, de mûrir ses fruits sous l'eau, fait qui n'a été, que je sache, signalé pour aucune espèce de la famille (1).

La plante porte de longs rameaux horizontaux, en sympodes hélicoïdes (voir *Natürlichen Pflanzenfamilien* II, 4, p. 73, fig. 39), normalement fixés par la base et flottant sur la surface de l'eau ; les pétioles émis latéralement, ainsi que les hampes florales qui sortent de leur gaine, se dirigent d'abord presque horizontalement pour ne se redresser que vers leur milieu, grâce à un géotropisme négatif assez accentué : les pédoncules présentent donc au moment de la floraison une assez forte courbure, puisque, horizontaux à leur base, ils sont sensiblement verticaux au niveau de l'inflorescence, laquelle s'épanouit de la sorte à une douzaine de centimètres au-dessus du niveau de l'eau. Mais à peine les dernières fleurs de l'une de celles-ci se sont-elles flétries, que le géotropisme négatif dont il vient d'être parlé, se transforme en un géotropisme positif des plus énergiques, et l'on voit la partie dressée de la hampe florale décrire un angle de 180°, courbure dont il résulte que l'inflorescence fanée se trouve immergée et que la maturation des fruits se poursuit sous l'eau (2).

Le fait est absolument général : jamais on n'observe de fruits dans l'air, tandis que chaque fois qu'on soulève une tige adulte, on découvre tous ses rameaux fructifères recourbés vers le bas et leur extrémité fertile plongeant de 5 à 6 centimètres sous l'eau ; les tiges florales coupées et conservées dans l'eau, présentent le même phénomène qu'il est donc aisé d'étudier au laboratoire, mais il se produit en général plus vite, car les rameaux coupés se conservent plus longtemps turgescents, si l'on a soin de maintenir les vases sous cloche, dans une atmosphère saturée d'humidité.

---

(1) Au cours de la rédaction de cette note je me suis aperçu de la présence dans mon herbier d'une tige florale fructifiée de *Eichornia crassipes* (Mart.) Solms, exemplaire récolté avant que je n'aie eu l'attention attirée par le cas de *P. rotundifolia*, et présentant le même aspect que les pédoncules de celle-ci. En raison de la rareté des plants fleuris et fructifiés de cette espèce, je n'ai pas eu depuis lors l'occasion d'observer *in vivo* le phénomène, ni sur elle, ni sur *E. azurea* Kth., qui habite aussi les rives du Rio de la Plata. L'autre espèce du genre *Pontederia*, *P. cordata* L. qui croit aux mêmes endroits en très grande abondance, mûrit ses fruits hors de l'eau.

(2) L'arcure est fréquemment plus accentuée, et il n'est pas rare de rencontrer des pédoncules dont la moitié supérieure est parallèle à la moitié inférieure ; j'en ai même observés qui présentaient, en raison sans doute de déplacements dus au vent ou à toute autre cause, une boucle entièrement fermée.

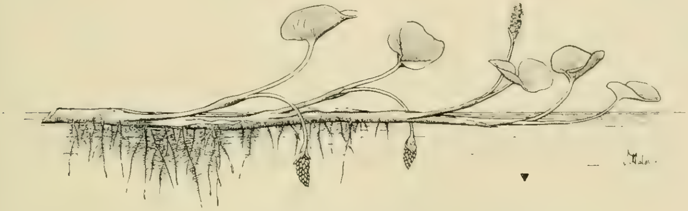


Fig. 5. Rameau fleuri et fructifié de *Pontederia rotundifolia* L. ($^1/_{10}$).

Les expériences suivantes ont eu pour objet de démontrer la nature géotropique de la courbure, d'étudier les conditions dans lesquelles elle se produit et ses relations avec la fécondation des ovaires.

Si l'on suspend, avec l'épi dirigé vers le bas et la base plongeant néanmoins dans l'eau (1), des hampes florales dont les dernières fleurs sont sur le point de se flétir, la courbure hydrocarpique ne se produit pas et l'on peut même observer, au contraire, un redressement de la tige ordinairement coudée comme nous venons de le voir, redressement qui s'arrête lorsque la verticale est atteinte. D'autre part, si l'on renverse de la même façon une tige qui vient d'accomplir en condition normale sa flexion hydrocarpique, il se produit un mouvement inverse, mais incomplet : la partie supérieure seule se réfléchit totalement et le pétiole présente une double courbure en forme d'S. L'expérience ne réussit plus avec des hampes courbées depuis plusieurs jours ; de même, dans l'épreuve précédente, si l'on tarde trop à redresser les tiges renversées, celles-ci paraissent avoir perdu leur sensibilité géotropique.

Quant au sens de la courbure, on remarque que dans les conditions naturelles, elle s'accomplit toujours dans le plan même du pédoncule, ce que prouve aisément le fait que dans les hampes courbées la fente de la spathe enveloppant la base de l'épi est toujours tournée vers l'extérieur, par rapport à la tige feuillue. Dans un même secteur du pédoncule, les cellules subissant donc toujours les mêmes modifications (compression ou étirement) au cours de la courbure, on pouvait se demander, quoique des coupes transversales ne montrent aucune asymétrie anatomique (1), s'il y avait une spécialisation, au moins physiologique de certaines régions : il n'en est rien, car si l'on dispose un obstacle du côté où le tropisme doit normalement se manifester, on voit les tiges florales s'infléchir en longeant l'obstacle ; de même si l'on en maintient horizontalement quelques-unes, la base plongeant dans l'eau et la fente de la spathe tournée soit vers le haut ou vers le bas, soit vers la droite ou vers la gauche, la courbure géotropique se produit toujours. On peut du reste trouver dans la nature, particulièrement là où les plantes forment des amas très denses, des hampes qui, contrariées dans leurs mouvements, se sont tordues de façon tout à fait anormale.

---

(1) Je n'ai pas eu de clinostat à ma disposition.

Mais, par contre, on remarque que la courbure n'intéresse jamais qu'une zone de 5 centimètres de long, vers le milieu du pétiole : ainsi, si l'on enfonce un rameau défleuri dans une éprouvette étroite jusqu'à 2 ou 3 centimètres de la base de l'inflorescence, la courbure ne se produit pas ; dégagé après huit jours jusqu'aux trois quarts de sa longueur, il se courbe, quoique avec lenteur, dans sa partie médiane.

Il restait encore à étudier les relations du réflexe avec la fécondation: sur près de quarante hampes florales qui m'ont servi dans ces expériences, huit seulement ne se sont pas courbées ; toutes les huit étaient de celles qui avaient été cueillies tout au début de leur floraison et aucune ne présentait le moindre signe de fructification (celle-ci se reconnaît facilement dès ses premières phases à la teinte verte persistante de l'ovaire, de même qu'à l'accroissement rapide du fruit et de l'unique ovule qu'il contient) ; je rappellerai au surplus que l'espèce est hétérostyle trimorphe, ce qui diminue beaucoup les chances d'autofécondation au cours des manipulations. Toutes les tiges arquées présentaient, au contraire, des fruits plus ou moins développés et plus ou moins abondants.

On aurait pu croire que, dans ces conditions, *P. rotundifolia* constituait un matériel de choix pour l'étude approfondie de la transmission d'une excitation,mais le fait que la floraison commence bien avant la fin de la croissance en longueur de la hampe florale, alors qu'on ne peut encore la détacher de la plante, car son développement ne se poursuivrait pas, rend difficile, si pas impossible, l'observation du moment précis où se produit l'excitation transformatrice du géotropisme négatif en géotropisme positif. Au surplus, la fin de la floraison (fin d'avril sous le climat de Buenos-Aires) ne m'a pas permis de pousser très avant mes expériences dans ce sens.

---

(1) Je crois utile de signaler ici que les pédoncules, de même que les tiges et les pétioles, présentent de nombreux canaux sécréteurs laticifères, fait que je ne vois pas signalé dans la littérature : lors. qu'on brise un des organes cités, on remarqne souvent que les deux fragments restent unis par de fins filaments, constitués par le contenu épais et élastique des canaux sécréteurs ; d'autres fois le latex moins visqueux, perle sur les surfaces blessées.

J'ai pu voir cependant que la rapidité avec laquelle se produit l'arcure est en relation avec le nombre des fruits fécondés dans l'épi terminal : ainsi une tige cueillie tout au début de la floraison et dont j'avais polliné les fleurs mésostylées avec le pollen de fleurs microstylées, s'est courbée avec une extrême lenteur : le phénomène n'a été sensible qu'à partir du quatrième jour et n'a atteint son maximum que le douzième jour après la pollination, mais deux fruits seulement s'étaient développés; de même, j'ai toujours observé l'arcure plus ou moins lente des tiges mal fécondées, tandis que les hampes coupées au moment où se fanaient leurs dernières fleurs et qui, amplement fécondées par les visites des Insectes (des Abeilles du genre *Centris*, en général), présentaient de nombreux fruits, dont les plus mûrs déjà très développés, se recourbaient entièrement du soir au matin. C'est du reste ce qui se passe toujours dans la nature où l'on n'observe jamais d'inflorescences entièrement flétries : les fleurs se fanent le soir et la courbure hydrocarpique s'accomplit pendant la nuit qui suit le flétrissement des dernières corolles. Enfin, la présence des fruits au moment où va commencer l'arcure, n'est pas nécessaire: en effet, des tiges dont j'avais coupé l'inflorescence encore en fleur mais en partie déjà fécondée, se sont courbées, quoique avec lenteur et incomplètement. J'ajouterai encore, comme les expériences ci-dessus le démontrent, qu'il ne peut être question ici ni d'un hydrotropisme, ni d'une courbure se produisant à un moment déterminé de la vie d'un organe (chronotropisme).

L'analyse qu'on vient de lire permet, en employant la terminologie proposée par J. Massart dans son *Essai de classification des réflexes non nerveux* (1), de caractériser de la manière suivante le tropisme précédemment décrit :

L'arcure hydrocarpique des hampes florales de *Pontederia rotundifolia* est due à la transformation brusque de leur anagéotropisme en un catagéotropisme énergique. Le tonus de ce dernier est provoqué par une excitation d'origine interne, la fécondation (« gamotonus ») d'au moins une des fleurs de l'inflorescence (seuil d'intensité). Ce tonus a son siège dans les cellules de la zone médiane de la tige florifère sans qu'il y ait spécialisation de celles de l'un ou l'autre secteur de la partie tonifiée. La riposte est une courbure catagéotropique qui ne se manifeste qu'après la cessation de l'excitation inhibitrice due à la présence, à l'extrémité du rameau, de boutons floraux ou de fleurs non flétries. Le temps de riposte est court (quelques heures), lorsque l'excitation préparatrice est intense (fécondation de nombreux ovules), beaucoup plus long (plusieurs jours) lorsqu'elle est faible. De même le nombre plus ou moins grand des ovaires fécondés dans un épi agit comme interférence sur la rapidité de l'arcure (loi de Weber...). Enfin, les tiges récemment courbées et renversées présentent un camptotropisme plus ou moins accusé et se redressent au moins partiellement.

---

(1) *Annales de l'Inst. Pasteur*, tome XV (1901), p. 635.

Observations éthologiques et systématiques sur deux espèces argentines du genre Elodea

par Lucien HAUMAN-MERCK.

La systématique du genre Elodea est pleine d'incertitudes, quoique ses espèces soient très peu nombreuses (1); en effet, les descriptions qu'on en possède, pour la plupart anciennes et fort courtes, sont presques toutes notoirement incomplètes, ce qui s'explique aisément par l'extrême fragilité de leurs fleurs et par leur fréquente diécie, qui fait que souvent un seul des sexes a été décrit.

Ayant eu l'occasion d'étudier en détail les deux espèces fréquentes dans les mares et fossés des rives du Rio de la Plata, je crois utile, si pas indispensable, avant d'exposer les particularités éthologiques qu'elles présentent, de donner une diagnose complète de chacune d'elles.

Elodea densa (Pl.) Casp.

Entomophilia (2), *dioica, caul. crassiusculis, internodiis brevibus, fol. lanceolatis mucronatis, 4-6 verticillatis; flor. emersis, magnis, albis; mascul. 2-4 in spatha bifida, petalis latis; stamin. 9, luteis pedicellatis, anther. ovoidibus, parvulis; femin. leviter sinoribus, stylo trifido, segmentis profunde bi-trifidis, staminodiis 3, luteis linearibus acutis, inter lobos styli erectis.*

Plantes formées de longs rameaux peu ramifiés, assez gros (3 mm. de diam.), à entrenœuds courts, de 10-12 millimètres dans les parties adultes, de la moitié et moins vers les extrémités, les parties à entrenœuds courts atteignent jusque 20 centimètres. Feuilles typiquement verticillées par 4, souvent en apparence par 6, ce qui est dû à la présence d'un verticille supplémentaire et incomplet immédiatement au-dessus du verticille normal; limbe sessile, lancéolé, présentant une nervure médiane bien marquée, brusquement atténué et mucronulé, à bords très finement dentés. Fleurs grandes, toujours émergées pendant l'anthèse et d'un blanc éclatant, naissant latéralement sur les tiges, non loin de leur sommet et entourées d'un faux verticille de 6 à 10 feuilles, spathe membraneuse, transparente, ouverte d'un côté et profondément fendue sur la ligne médiane; fleurs mâles par groupes de 2 à 4 dans une spathe de 12-14 millimètres de long, portées sur un long pédicelle (tube du calice ou plutôt équivalent de la partie effilée de l'ovaire dans la fleur femelle) souvent tordu, de 2 à 6 centimètres de long; sépales triangulaires obtus, de 3 à 4 millimètres de long, présentant une nervure médiane plus foncée; corolle de 18 à 20 millimètres de diamètre, en forme de coupe, pétales sub-triangulaires arrondis de 10-11 millimètres dans les deux sens (étendus), avec trois plis médians parallèles; étamines 9, entièrement jaunes, à filet renflé en massue, papilleux, de 2 millimètres; anthères ovoïdes de 1 millimètre, pollen sphérique de 72 à 80 μ de diamètre, peu abondant, très finement échinulé et glutineux; au milieu des étamines, au centre même de la fleur, trois nectaires en forme de petits mamelons verts, à nectar abondant (1). Fleurs femelles (2) toujours seules dans leur spathe, celle-ci plus petite (10-12 mm.), entière ou peu fendue sur la ligne médiane; calice comme ci-dessus; corolle plus petite, pétales de 8 × 8 mm., et moins régulièrement plissés; staminodes 3, jaunes, filiformes, aigus, couverts de papilles et dressés entre les branches du style, de 2,5 millimètres; style blanc, trifide dès la base, à lobes filiformes, de 3 millimètres, profondément bi- ou trifides et couverts de papilles sur toute leur longueur; à la base de chaque lobe, vers l'extérieur, un petit nectaire vert. Ovaire surmonté d'un long col effilé de 2 à 6 centimètres de long sur 1 millimètre d'épaisseur qu'on prendrait facilement pour le tube du calice mais qui présente nettement en coupe la structure tricarpellaire d'un ovaire; cavité ovarienne petite, uniloculaire, produisant un renflement assez net à la base du col; ovules 3 à 6, assez gros, dressés. Fruit allongé (7-8 × 3mm.), obscurément trigone, atténué au sommet et surmonté d'un vestige plus ou moins long du col de l'ovaire; péricarpe membraneux, transparent; graines 1 ou 2 (dans les fruits peu nombreux que j'ai pu observer) sessiles, fusiformes (longueur totale 7-8 mm.) surmontés d'un fin filament de 2 millimètres de long et remplissant entièrement la cavité du fruit (non desséché), grâce au gonflement de leur tégument mucilagineux et papilleux.

---

(1) Cinq espèces certaines et quelques incertaines d'après *Nat. Pfl. Fam.*, neuf d'après *IndexKew.*

(2) Voir la fin de cet article.

---

(1) Ce sont sans doute les « *rudimenta stigmatum tria* » de Caspary (voir ci-dessous).

(2) « *Flos foemineus ignotus* » : Walpers, ann. VI (1861), p. 12. D'autre part, Caspary, dans les *Monatber. Ber. Ac.*, 1857, p. 47, a donné une description plus détaillée que la mienne des feuilles et des fleurs mâles, mais il s'arrête là; « weiter nicht bekannt ». N'ayant pu consulter l'original, j'ai trouvé cette description transcrite dans un travail de Holm (*Bihang till. k. Svenska Vet. Aka. Handlingar*, t. 9, 1885), qui lui non plus n'a eu à sa disposition que les fleurs mâles; il semble donc bien que les fleurs femelles n'avaient jusqu'à présent pas été décrites. J'ajouterai que, d'après moi, l'espèce étudiée par Holm est bien *E. densa* et non *E. najas*, comme le supposent les auteurs de la monographie des *Nat. Pflanzenfam.*, p. 250, quoique dans la figure représentant un fragment de rameau, les dents des feuilles soient fortement plus accusées que dans les exemplaires du Rio de la Plata.

Dans les environs de Buenos-Aires, la plante fleurit du printemps à l'automne (d'octobre à mai), mais la floraison n'en est pas continue, car les tiges ne portent des fleurs qu'au niveau d'un seul entre-nœud, et ne produisent un nouveau bourgeon floral qu'après un accroissement variable, mais toujours assez considérable (15 à 20 cm.) de l'axe.

Elodea callitrichoides (Rich.) Casp.

Hydrophilia (1) *dioica, caulibus gracilibus, internodiis elongatis ; foliis saepius oppositis vel 3-verticillatis ; flor. parvis, albentibus, mascul. per anthesim emersis, petalis lanceolatis ; stamin. 9 sessilibus, subito dehiscentibus, deinde petaloidibus, pallide caeruleis ; femin. submersis, stigmatibus superficiem aquarum attingentibus, staminodio nullo.*

Plante beaucoup moins robuste que la précédente, tiges minces (1 mm. de diam.) à entrenœuds longs dans les parties adultes (15 à 30 mm.), beaucoup plus courts à l'extrémité des rameaux (sur une étendue ne dépassant 5 cm.), feuilles lancéolées aiguës (15 à 22 mm. × 1,5 à 2,5 mm.), très légèrement dentelées, opposées et quelquefois verticillées par 3 ; fleurs petites, blanchâtres, sans éclat, à enveloppes florales réfléchies pendant l'anthèse, toujours solitaires dans une spathe tubuleuse transparente, bifide et à lobes mucronulés ; fleurs mâles portées sur un faux pédicelle de 2 à 5 centimètres, sépales verdâtres, membraneux, lancéolés aigus, de 5 à 6 millimètres de long sur 2 de large ; pétales longs et étroits (5-6 × 1,5 mm.), avec la nervure médiane à peine indiquée. Étamines 9, sessiles, soudés entre elles à la base ; anthères bleuâtres et pétaloïdes dans la fleur ouverte, de 4 millimètres sur 1, déhiscentes par explosion, connectif visible sous forme d'une nervure médiane bien marquée ; pollen jaune-clair, lisse, ovoïde, de 130 μ sur 93, en moyenne. Fleurs femelles, submergées, leurs branches stigmatiques atteignant seules la surface de l'eau ; sépales (2,5 × 1 mm.), à extrémité arrondie, non réfléchis, pétales de mêmes dimensions, extrêmement minces; staminodes 0 ; style blanc, trifide depuis la base, branches stigmatiques de 3 à 3,5 millimètres de long, profondément bifides, horizontales et entièrement couvertes de papilles. Col de l'ovaire de 3 à 6 centimètres, cavité ovarienne à peine marquée par un léger renflement, présentant une douzaine d'ovules insérés sur trois rangs, sur des placentas pariétaux. Fruits de 10 millimètres de long sur 1, 5 de large (à l'état sec), contenant 7-8 graines oblongues (3 mm. × 0,5), finement striées et surmontées d'un fin filament de 1 millimètre de long.

---

(1) Voir la fin de cet article.

L'époque et le mode de floraison sont sensiblement les mêmes que dans l'espèce précédente.

Comme on peut le déduire de ces descriptions, *M. densa* est entomophile, tandis que *E. callitrichoides* est hydrophile.

J'ai peu de renseignements sur la première espèce; les fleurs, tant mâles que femelles, s'épanouissent à 3 ou 4 centimètres au-dessus de la surface de l'eau; les Insectes, probablement des Mouches — ce sont du moins les seuls Insectes que j'ai vu voltiger en abondance autour des mares à *Elodea* et se poser sur leurs fleurs, — attirés par la sécrétion abondante des nectaires placés au centre des étamines et au pied des branches du style, transportent le pollen; celui-ci peu abondant, échinulé, glutineux, reste adhérent sur les anthères dont les loges s'entr'ouvrent à peine, et les grains qui pourtant se détachent sont retenus par les papilles qui couvrent les files, renflés en massue. Quant aux staminodes jaune d'or des fleurs femelles, leur utilité est sans doute de rendre plus visible le centre de la fleur femelle.

Elodea callitrichoides présente des particularités beaucoup plus intéressantes :

Lorsqu'on observe une mare envahie par cette espèce, on distingue fréquemment sous l'eau à une profondeur assez variable (jusque 10 et 15 cm.) des boutons floraux gonflés, d'une transparence insolite et qui montent lentement vers la superficie; ils sont encore fermés et contiennent une bulle de gaz. Lorsque l'on veut les prendre pour les examiner on s'aperçoit que, régulièrement, au moment précis où ils émergent, ils éclatent, c'est-à-dire que la corolle s'épanouit et qu'au même instant un pollen jaune pâle, pulvérulent, abondant et relativement gros se répand sur la surface de l'eau où il flotte; la fleur ouverte montre alors ses neuf étamines ouvertes, d'aspect pétaloïde et complètement vidées de leur contenu. Je n'ai pu cultiver la plante en suffisante abondance pour pouvoir tenter une analyse du gaz, mais il me parait difficile d'admettre que ce puisse être autre chose que l'acide carbonique résultant de la respiration active des tissus de l'anthère au moment de la production du pollen. Le gaz dont la tension est insuffisante pour écarter les enveloppes florales sous l'eau, fait brusquement éclater le bouton et projette au loin le pollen au moment où la fleur émerge. Je ne peux décrire avec certitude l'état dans lequel se trouvent les étamines dans le bouton submergé, il faudrait les avoir examinées sous l'eau, mais la force avec laquelle le pollen est lancé au moment de l'explosion, me paraît indiquer que l'éclatement des anthères ne se produit qu'alors; ce serait donc le gonflement des sacs polliniques des neuf étamines qui déterminerait celui du bouton, tels des ballonnets dans l'enveloppe externe d'un ballon.

Quant aux fleurs femelles, elles allongent le col de leur ovaire jusqu'à ce que leurs stigmates étalés atteignent la surface de l'eau, sans qu'ils la dépassent jamais, les enveloppes florales restant donc immergées. Les grains de pollen abondants, lisses et très pulvérulents, déversés comme nous venons de le voir sur la surface de l'eau où ils flottent, vont alors grâce aux agitations des couches liquides superficielles (vent ou contractions dues à des sécrétions émanant des styles ?) s'accumuler en telle abondance autour des stigmates qu'au premier abord on est tenté de prendre les fleurs femelles ainsi fécondées, pour des fleurs mâles aux étamines déhiscentes ! La germination du pollen se fait ainsi dans d'excellentes conditions — et l'on trouve facilement, même dans le matériel d'herbier, des grains de pollen adhérant aux stigmates, avec leur tube pollinique enfoncé dans les tissus de celui-ci, entre ses papilles. Celles-ci sont très sensiblement identiques à celles de l'espèce antomophile, ce qui n'est pas surprenant, la pollination étant en somme aérienne et le pollen ne se mouillant pas.

Il s'agit donc d'un cas d'hydrophilie superficielle, du même genre, quoique plus parfait que celui de *Ceratophyllum,* mais bien différent de ce qui se passe chez *Vallisneria spiralis* L. Chez celle-ci, en effet, bien que l'ascension des boutons mâles se fasse aussi grâce à la bulle de gaz qu'ils contiennent (de « l'air », d'après Bonnier et Leclerc du Sablon, Botanique, I, p. 1243), il n'y aurait pas dispersion du pollen, d'après les auteurs modernes : le pollen, cohérent et glutineux, ne quitterait pas les anthères (comme dans *E. densa*) et ne serait amené sur les stigmates, nettement émergés, du reste, que par le contact direct des fleurs mâles, flottant librement sur la surface de l'eau (1). Il serait intéressant de savoir à quel type doit se rattacher *E. canadensis* Michx. dont les fleurs mâles se séparent comme chez *Vallisneria*, mais dont les fleurs femelles sont en tout semblables à celles de *E. callitrichoides*(2).

Les structures florales des deux espèces décrites dans cette note, me paraissent représenter les deux types éthologiques suivant lesquels on peut ranger les espèces du genre *Elodea*, pour lequel je propose les deux sections suivantes :

---

(1) Ascherson (*Bot. Zeit.*, 1871, p. 466), d'après Delpino.

(2) Comme au surplus, on a décrit pour cette espèce des fleurs hermaphrodites, on voit l'intérêt que présenterait une étude détaillée de sa pollination. Les descriptions que j'ai pu consulter, par trop incomplètes, ne permettent aucune interprétation.

Sect. I. HYDROPHILIA : *Flor. diclinis (semper dioicis ?) vel polygamis, parvis, masc. per anthesim emersis vel solutis, anther. magnis subito dehiscentibus deinde petaloidis ; femin. immersis, stigmatibus tantum superficiem aquarum attingentibus.*

Elodea callitrichoides (Rich.) Casp.

E. chilensis (Pl.) Casp. : antheris 3-6-9 flavis, subsessilibus, post emissionem pollinis petaloideo-expansis (Walpers, Annales VI, p. 12), fleurs femelles inconnues. Il ne parait donc pas évident que cette espèce soit identique à la précédente comme le pensent certains auteurs; l'Index Kew, à l'article *Egeria* dit *E. chilensis*-*Elodea callitrichoides*, mais n'indique cette synonymie ni à l'article *Anacharis*, ni à l'article *Elodea*. Ma description permettra sans doute d'élucider ce point.

E. Planchoni Casp.; « imperfecte nota, an forma *E. canadensis* » (Walpers, *loc. cit.*).

E. canadensis Michx. Ne disposant pas des travaux de Caspary, je n'ai pu trouver de renseignements précis sur les fleurs mâles de cette espèce, fleurs très rares dans les herbiers; mais les fleurs femelles (1), identiques à celles de *E. callitrichoides*, permettent de la ranger sans hésitation dans ce groupe. Sa polygamie en fait cependant une forme de transition entre les deux sous-genres.

Sect. II. ENTOMOPHILIA ; *Flor. diclinis (semper dioicis ?) vel hermaphroditis, sæpius magnis, anther. parvis, filamento præditis, post dehiscentiam non petalodeis.*

E. densa (Pl.) Casp.

E. guyanensis Rich. ; « flore hermaphrodito, stamin. 3, filamentis linearibus (2) antherarum longitudinem æquantibus » (Walpers, *loc. cit.*).

E. granatensis Humb. Bomp.; probablement synonyme de la précédente d'après *Nat. Pfl. Familien*, II, 1, p. 256.

E. najas (Planch.). Casp. : « filamentis et antheribus ut in *E. densa* » (Walpers, *loc. cit.*).

---

(1) Je tiens à remercier ici M. F. Kurtz de Cordoba, qui eut l'obligeance de me procurer, à cette occasion, du matériel d'herbier et des renseignements bibliographiques.

(2) Filam. crassiuscula, in apicem subulatum attenuata, glandulis aspersa : (Flor. Bras., vol. III, 1, p. 99), identiques donc à ceux de *Elodea densa*.

E. orinocencis Rich.: je n'ai pu consulter la description originale ni en trouver aucune transcription, mais cette espèce est donnée comme synonyme de *Udora* (*Elodea*) *granatensis* dans Flor. Bras., *loc. cit.*

On remarquera sans doute que la section *Entomophilia* correspond de fait à l'ancien genre *Egeria* Planchon, créé par son auteur pour *E. densa* et qu'il a fort exactement noté (transcription dans Walpers, Ann. III, p. 509), genre inclus dans *Elodea* par Caspary (*Monatbericht Ber. Ac.* 1857) et par Ascherson et Gurke (*Nat. Pfl. Fam.*). On pourrait faire observer que cette suppression n'est peut-être pas des plus justifiées et que de nombreux « bons » genres ont des caractères différentiels moins importants et moins tranchés, et suggérer au surplus que les *Elodea sect. Entomophilia* forment une sorte de transition entre les Hydrocharitacées submergées hydrophiles (*Vallisneria, Elodea sect. Hydrophilia*) et les Hydrocharitacées flottantes entomophiles (*Hydrocharis,* etc.), mais je ne veux pas toucher à ces questions de pure systématique que seul le monographe peut trancher avec quelque certitude. Je ferai seulement remarquer que si l'on conserve au genre *Elodea* l'amplitude que lui donna Caspary, les noms de sections que je propose ont l'avantage, tout en introduisant des notions d'éthologie dans la systématique du genre, d'évoquer l'ensemble des caractères de chacun des groupes en rappelant la propriété physiologique qui est la raison d'être de leurs structures respectives.

Buenos-Aires, mai 1911.

La création de réserves naturelles

par Jean MASSART.

J'extrais d'une notice publiée en 1912, sous le titre « Pour la Protection de la Nature en Belgique », deux chapitres qui peuvent intéresser les naturalistes de tous les pays.

Chapitre I. — Pourquoi il faut protéger la nature.

La dernière fois que Léo Errera prit la parole en public, ce fut à une séance de l'Académie royale de Belgique, pour présenter un rapport sur sa participation au Congrès International de Botanique à Vienne. Il attirait particulièrement l'attention sur les alinéas suivants:

« A la suite de l'excursion en Bosnie-Herzégovine qui avait précédé le Congrès, l'assemblée plénière a émis le vœu de voir le Gouvernement austro-hongrois créer dans ce pays, à l'exemple de ce qui a été fait aux États-Unis, en Danemark, etc., quelques « réserves » où les intéressantes forêts vierges qui y existent encore soient conservées intactes, à l'abri des modifications et des défrichements.

» Qu'il soit permis, en terminant, d'exprimer pour la Belgique un vœu semblable. Beaucoup de questions biologiques capitales ne peuvent être étudiées que sur des terrains où le développement, la succession, les luttes des animaux et des plantes ne soient pas troublés par l'intervention de l'homme. Le Gouvernement belge acquerrait donc des titres précieux à la reconnaissance de tous les naturalistes, il augmenterait d'une façon durable le patrimoine scientifique de la nation, s'il créait dans les régions les plus caractéristiques de notre pays quelques « réserves nationales » de ce genre : par exemple dans les dunes, dans les polders, en Campine, sur les rochers de la Meuse, dans les Hautes-Fagnes, dans la Forêt de Saint-Hubert, etc.

» C'est là du reste un desideratum que le Conseil supérieur des Forêts a déjà formulé, il y a trois ans, par l'organe de mon collègue, M. le professeur Ch. Bommer : il faut souhaiter qu'il soit réalisé sans retard.

» Les amateurs de sites pittoresques ne s'en réjouiraient sans doute pas moins que les studieux des sciences naturelles. »

La Classe des Sciences invita M. le Secrétaire perpétuel « à saisir

M. le Ministre de l'Agriculture de ces propositions, qui seraient tout à l'honneur de la Belgique et de l'Académie » (1).

* * *

Le travail de M. Bommer, dont il est question plus haut, avait été fait à la demande du Conseil supérieur des Forêts (2). Voici quelles sont ses conclusions :

« Étant donnée l'importance de la conservation intégrale des parties les plus pittoresques de notre pays au point de vue de la science, de l'art et du tourisme, il y a lieu de proposer au Gouvernement :

» 1° Qu'il soit fait un inventaire général des sites et des régions présentant un intérêt spécial aux points de vue précédents ;

» 2° Qu'il prenne des mesures nécessaires pour réaliser leur conservation intégrale ;

» 3° Qu'il soit institué une Commission permanente, dite Commission des Réserves, ayant le caractère de la Commission royale des Monuments, qui soit officiellement chargée de cette double mission. »

* * *

Récemment, dans sa séance du 5 août 1911, la Classe des Sciences de l'Académie, sur la proposition de M. Léon Fredericq, le compétent défenseur des Hautes-Fagnes, est revenue à la charge et a émis le vœu que voici :

« *La Classe des Sciences de l'Académie royale de Belgique recommande à l'État et aux communes la création de réserves au Plateau de la Baraque-Michel, de manière à y conserver sur une étendue suffisante l'aspect si caractéristique et si pittoresque des Hautes-Fagnes, et d'y préserver la flore et la faune glaciaires, menacées d'une destruction prochaine par les travaux d'assèchement et de boisement.* »

Sur ce dernier point, les efforts des naturalistes et des artistes ont abouti : M. A. Van de Vyvere, ministre de l'Agriculture et des Travaux publics, à la séance de la Chambre du 5 décembre 1911, a donné l'assurance qu'environ 600 hectares de Hautes-Fagnes, situées près de la Baraque-Michel, seront maintenus à l'état de nature. Cette réserve pourra être facilement agrandie vers le Sud.

* * *

Une autre de nos beautés naturelles, la Forêt de Soignes, près de Bruxelles, est définitivement délivrée des empiétements et des embellissements — M. Buls disait : embellaidissements — qui auraient abouti à sa complète défiguration.

---

(1) *Bulletin de la Classe des Sciences de l'Académie royale de Belgique*, 1905, n° 8, p. 367.

(2) Ch. Bommer. Conservation du caractère naturel de parcelles boisées ou incultes. *Rapport de la Commission spéciale, instituée par le Conseil supérieur des Forêts*, 1902.

Dans la séance du 2 juillet 1909, M. le député Carton de Wiart (maintenant ministre de la Justice), disait à la Chambre : « Nous avons la bonne fortune de posséder à proximité de la capitale un monument qui, pour être l'œuvre de la nature, vaut en beauté nos plus belles cathédrales et nos plus beaux beffrois, je veux parler de la Forêt de Soignes..... Elle est précieuse par tant de souvenirs qui s'y rattachent; c'est un lambeau de notre vieille Forêt Charbonnière, les légendes de saint Hubert et de Geneviève de Brabant y revivent comme le souvenir de Ruysbroeck l'Admirable. »

Dans la même séance, M. Schollaert, ministre de l'Intérieur et de l'Agriculture, donna l'assurance « qu'il s'opposera toujours, dans la mesure de ses moyens, à ce qu'on dépare cette merveilleuse forêt par l'établissement de chemins de luxe et par l'abatage inconsidéré d'arbres. » « Laissons, dit-il, la forêt s'embellir elle-même. Mieux vaut ne pas intervenir et laisser faire la nature..... Il faut laisser aux forêts leur caractère sauvage, il faut surtout que l'on respecte les vieux arbres..... En ce qui me concerne, je promets à la Chambre de ne jamais porter la cognée, à moins d'indispensable nécessité, dans la Forêt de Soignes. (Très bien ! sur tous les bancs.) S'il s'agit de planter, j'en suis; mais pour couper, il ne faut pas compter sur moi. » (Très bien ! sur tous les bancs.)

Les instructions données par le ministre aux agents forestiers prescrivent les mesures qui sont nécessaires à la conservation de la Forêt.

* * *

Ainsi, voilà deux sites naturels dont le maintien est heureusement décidé, l'un sur le plateau le plus élevé du pays, l'autre aux portes de la capitale. Mais combien d'autres endroits où il serait tout aussi nécessaire de créer des réserves! N'oublions pas que de tous les pays du monde, la Belgique a la population la plus compacte; il est donc fort compréhensible que la destruction de la nature y soit fort avancée.

Chaque année, de nouvelles carrières trouent les flancs de nos vallées, ensevelissant sous leurs déblais les merveilleux sites de l'Ourthe en amont d'Esneux, du Bocq près d'Yvoir, de l'Amblève entre Aywaille et Remouchamps, du Hoyoux en aval du pont de Bonne ! (fig. 1). Certains districts sont le siège d'une industrie tellement dense et active que loin d'y rencontrer des coins de nature, c'est à peine si l'on y peut voir un champ ou une prairie, resserrée entre un terril et un chemin de fer; encore l'herbe y est-elle noire de poussière. Les usines

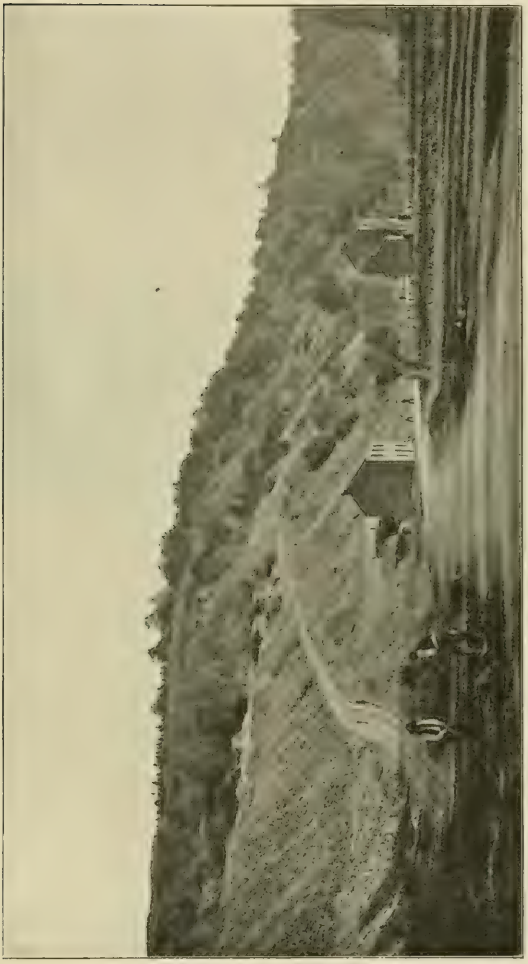


Fig. 1. Carrières de la rive droite du Hoyoux, entre Royseux et le pont de Bonne.
A droite, le coteau boisé du plateau de Bonne. Octobre 1911.

les plus nocives ont dû être installées dans les endroits reculés, aussi loin que possible de toute culture. C'est ainsi que les établissements où l'on grille les minerais sont presque tous relégués en Campine (fig. 2); chacun d'eux s'entoure d'une ceinture de déserts : les bruyères, les herbes, les arbres, tout meurt dans la large zone où s'abattent les fumées. Et que sera-ce quand les houillères du nouveau bassin charbonnier seront en activité ! Déjà se dressent leurs grands bâtiments à Genck (fig. 3), à Beeringen, etc. D'ici à peu d'années, lorsque des chemins de fer sillonneront tout le pays, que des villages entiers de maisons ouvrières seront sortis de terre, que les châteaux des directeurs s'élèveront dans les endroits les plus pittoresques et auront englobé les plus beaux bois, la Campine aura perdu sans retour son charme mélancolique si pénétrant.

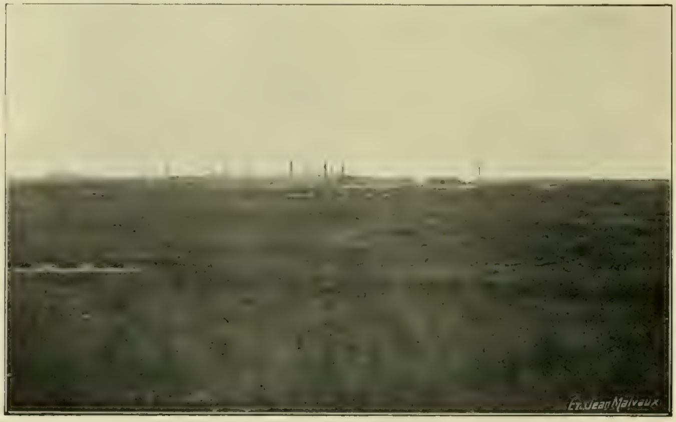


Fig. 2. Les usines d'Overpelt. Juillet 1911.

Chaque progrès de la science agricole permet d'incorporer au domaine des cultures un territoire jusque là sauvage. Ici l'irrigation artificielle transforme en belles prairies à foin (fig. 4) des marécages qui paraissaient rebelles à tout essai d'exploitation. Ailleurs des fagnes, fournissant à peine un peu de mauvaise litière, sont drainées et plantées d'Épicéas (fig. 5). Les bruyères les plus stériles de la Campine sont labourées à fond, puis fertilisées par le Lupin jaune et les engrais chimiques : des Pins sylvestres (fig. 6) y pousseront à merveille; on pourra même, à l'aide d'un peu de fumier de ferme, obtenir une récolte de seigle ou de pommes de terre. Une terre doit être

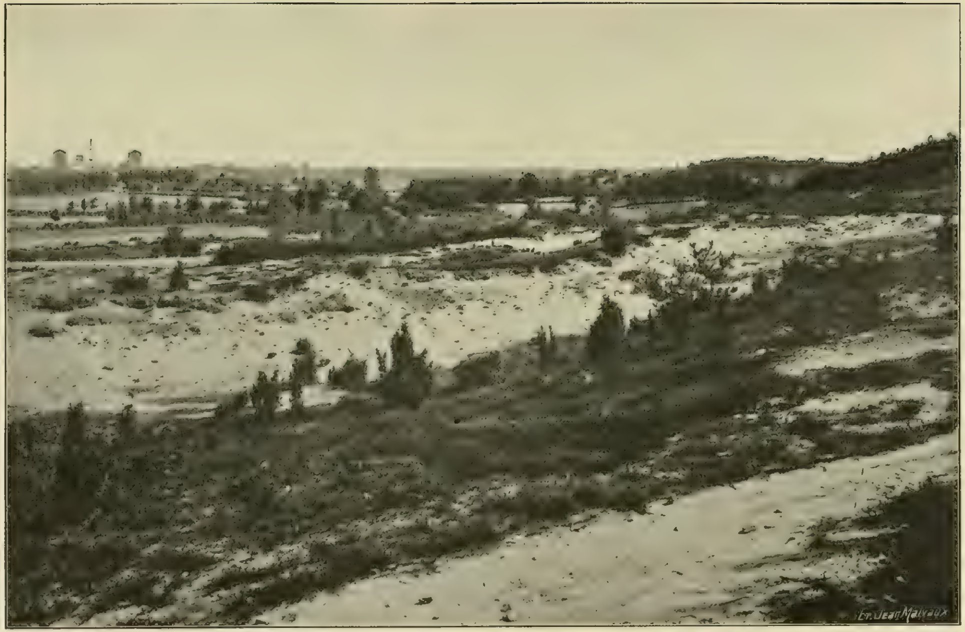


Fig. 3. Bruyères et vallée du Stiemerbeek entre Kuylen et Winterslag, à Genck.
Au loin, à gauche, bâtiments du charbonnage de Winterslag. Juillet 1911.

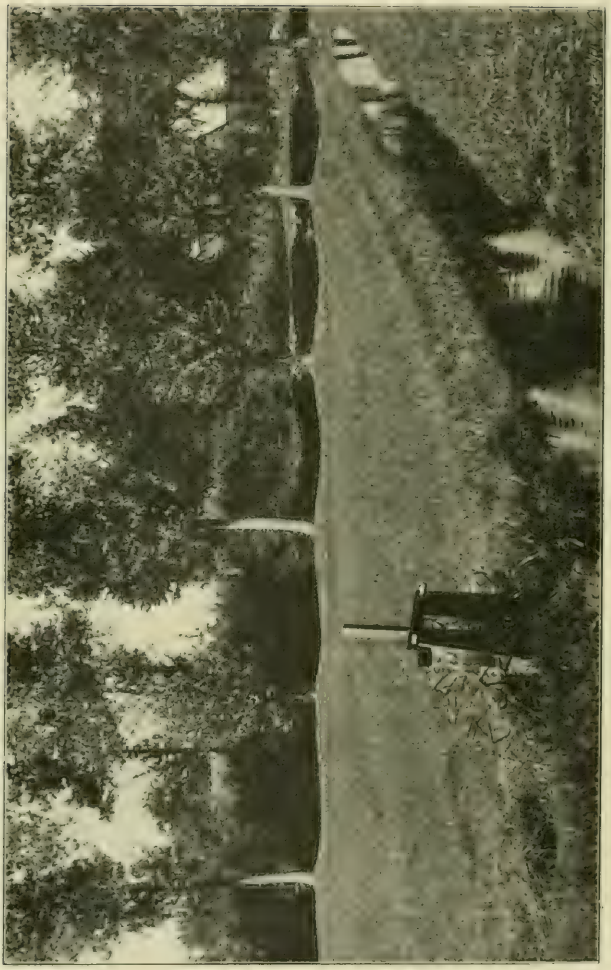


Fig. 4. Prairie irriguée occupant un ancien marécage, dans la vallée du Stiemerbeek, à Genck. Juillet 1911.

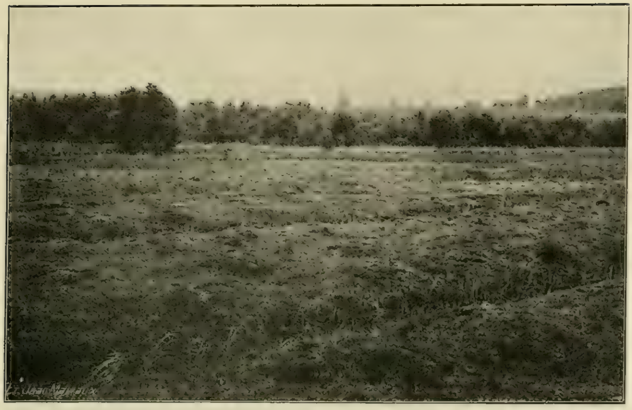


Fig 5. Drainage d'un fond tourbeux pour la plantation d'Épicéas, à Stockem, près d'Arlon. Juin 1909.

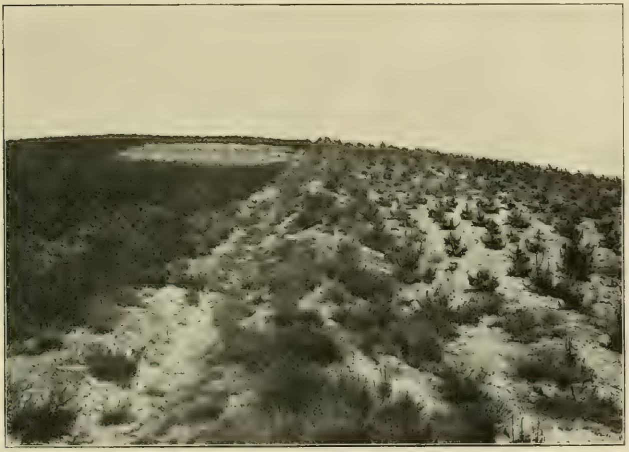


Fig. 6. Jeune plantation de Pins sylvestres dans une bruyère, qui est encore intacte à gauche. A Genck. Mai 1907.

extraordinairement maigre, rocheuse ou marécageuse, pour que le Belge ne réussisse pas à lui faire produire quelque chose. Et même s'il doit vraiment renoncer à la mettre en culture, par quelque procédé

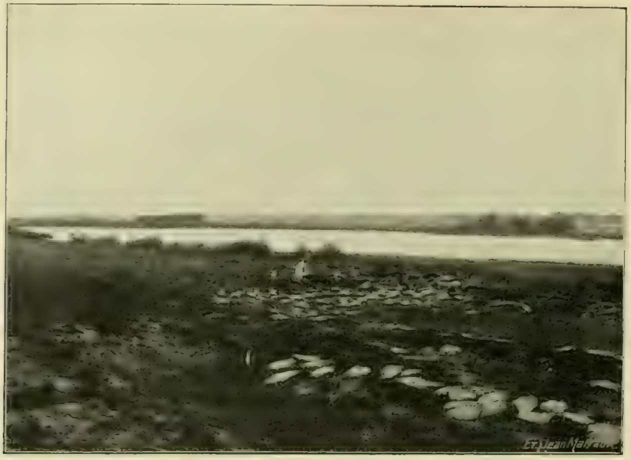


Fig. 7. Étrépage de la bruyère humide pour enlever les mottes qui serviront de combustible. A Genck. Mai 1907.

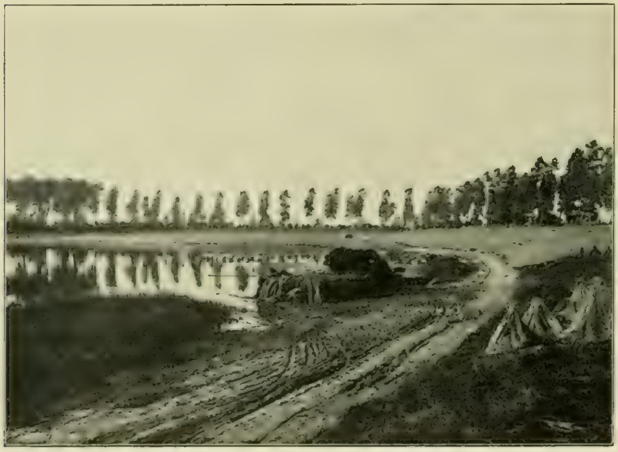


Fig. 8. Le rouissage du lin dans le Boerenkreek, à Sint-Jan-in-Eremo. Septembre 1908.

que ce soit, il y fera pâturer ses bestiaux, il y grattera de la litière, il enlèvera la croûte superficielle du sol pour faire du combustible (fig. 7).

Si quelque part un coteau est trop abrupt pour être cultivé, si un rocher ne peut fournir ni pavés ni pierres de taille, on en fera un terrain à bâtir... et bientôt s'y élèvera une villa. Qu'elle soit gentille ou prétentieuse, peu importe : on a abîmé un paysage en y plantant une maison. Heureux encore si le propriétaire n'a pas nivelé une dune, ou abattu un pan de rocher, ou coupé un bois qui empêchait le passant d'admirer sa construction.

Les eaux elles-mêmes n'échappent pas à la dénaturation. Sans même parler des rivières souillées par les résidus industriels, où plus jamais un Poisson ne se hasarde, il y a en Flandre d'innombrables cours d'eau et étangs où le rouissage (fig. 8) a supprimé toute la faune et toute la flore naturelles ! Les seuls organismes qui peuplent ces eaux sont ceux qui vivent d'ordinaire dans les fosses à purin.

Faut-il se plaindre ou se féliciter de ce que les carrières exploitent à présent, grâce aux explosifs, des bancs jadis inutilisables; de ce que les découvertes de la physiologie végétale fassent tirer parti de terres qui semblaient condamnées à rester perpétuellement improductives; de ce que les forêts ne soient plus que des cultures d'arbres, méthodiquement aménagées en vue de la production du bois; de ce que les géologues aient trouvé du charbon dans les profondeurs du sous-sol de la Campine, et aient pu indiquer les endroits précis où la sonde toucherait ces veines que jamais personne n'avait vues? Ne doit-on pas se réjouir de la rapidité des moyens de communication, permettant à celui qui travaille en ville d'habiter pourtant la campagne? Est-ce que les qualités exceptionnelles des eaux de la Flandre pour le rouissage du lin ne sont pas une source de prospérité ? Sans aucun doute, personne ne songerait un seul instant à regretter que le Belge réussisse à faire produire à son sol le maximum d'effet utile, ni que la Science, pour désintéressée qu'elle soit dans son essence même, fournisse à l'industrie et à l'agriculture les moyens de perfectionner les procédés d'exploitation. Seulement, l'utilisation du territoire doit-elle aller jusqu'aux plus extrêmes limites; faut-il que l'industrie et la culture prennent possession des moindres parcelles du sol?

Certes non, nous ne devons pas — nous ne pouvons pas — permettre que les derniers coins de nature qui nous restent encore s'effacent devant l'artificiel. L'augmentation croissante de notre population aura beau rendre la concurrence vitale de plus en plus âpre, nous porterions vis-à-vis des générations futures une responsabilité par trop lourde, si nous ne leur laissions pas la faculté de constater *de visu*, ne fût-ce qu'en un petit nombre de points, quel était l'état physique de notre pays avant son entière dénaturation. Aucun historien n'oserait évoquer les mœurs et les coutumes de nos ancêtres du moyen âge — pour ne pas remonter au delà, — s'il n'avait jamais vu de bois, de bruyères ou de vallées semblables à celles de ce temps. Alors que les historiens déplorent amèrement que tant d'archives aient été détruites, — par ignorance, le plus souvent, — oserions-nous, — nous qui savons leur valeur, — supprimer les documents historiques les plus importants de tous, ceux qui nous reportent dans les conditions mêmes où se sont déroulés les grands faits historiques? Et par grands faits historiques, il faut entendre, non l'abdication d'un prince dans tel palais, ni même la bataille qui a été livrée dans tel endroit, mais les phénomènes économiques qui de tout temps ont dominé l'histoire : ils deviendront inintelligibles si l'on n'a plus la connaissance précise du milieu physique où ils se sont passés.

Et que de problèmes resteraient indéfiniment sans solution si l'on ne disposait plus de quelques lambeaux encore vierges. Est-ce sur un terril de charbonnage ou dans une rivière empoisonnée par l'industrie que le botaniste et le zoologiste de l'avenir iront récolter leur matériel d'étude? Si on laisse détruire toutes les belles coupes géologiques, le pauvre professeur devra donc se contenter de les dessiner au tableau, et dire adieu à tout espoir de progrès! Pensez-vous que Darwin aurait conçu sa théorie si féconde de l'Évolution par la Sélection naturelle, qui a bouleversé et revivifié toute la Biologie, s'il n'avait pas eu l'occasion de voir dans des pays neufs les bêtes et les plantes luttant librement pour la vie? Et toute la surprenante floraison des travaux actuels sur la Mutation, n'a-t-elle pas pour origine des observations faites dans la nature? Si les coteaux rocheux de l'Ourthe, de la Meuse et de la Lesse avaient été exploités comme carrières, il y a un siècle, alors que personne n'avait la moindre notion de la Préhistoire, les cavernes auraient été détruites sans livrer leurs secrets, et nous ne connaîtrions rien de l'Anthropologie préhistorique, une Science dont les enseignements ont jeté tant de clartés imprévues sur l'évolution de notre mentalité.

Pour qu'une science surgisse, il ne suffit pas que les faits soient là; il faut encore qu'ils se groupent de façon à amener la réflexion et qu'ils soient assez probants pour répondre tout de suite aux premières objections qui se dressent. Précisément, dans les cavernes, la présence simultanée d'ossements d'animaux, fendus ou brûlés, d'ossements humains et de silex taillés ou polis, devait appeler l'attention sur la possibilité de l'Homme fossile. Plus tard la Préhistoire put étendre ses investigations bien au delà des grottes; mais il n'en est pas moins vrai que de celles-ci sortit l'impulsion première qui révéla à notre compatriote Schmerling l'existence d'une humanité plus ancienne que toutes celles dont l'histoire fait mention. Ainsi, sans doute, en est-il des autres sciences. Toutes renferment des domaines encore insoupçonnés, et qui resteront à jamais fermés si on détruit les sites d'où leurs horizons seront découverts; ou pour parler plus simplement, si on supprime les points où les toutes premières observations peuvent être faites.

* * *

Bref, diront peut-être quelques utilitaires à outrance, on veut nous empêcher de mettre en valeur des terrains improductifs. Mettre en valeur ! Mais n'y a-t-il donc de valeur que celle qui est monnayée ! Un site qui par sa grandeur a inspiré un poète ou un peintre, n'acquiert-il pas, par cela même, une valeur inestimable? Nous ne sommes pourtant plus de l'époque où les amateurs d'art se pâmaient devant un tableau, mais se promenaient, sans les voir, dans les paysages qui avaient servi de modèle. Est-ce que la Science ne représente pas une valeur? Qui donc oserait prétendre qu'on peut, sans léser le patrimoine commun de tous les Belges, faire disparaître les derniers vestiges du Zwyn, source de l'antique prospérité de Bruges, la Venise du Nord, ou les quelques reliques des temps glaciaires qui survivent sur nos Hautes-Fagnes, ou les espèces nouvelles, dont nul ne connaît encore la destinée, qui se créent çà et là dans nos forêts ou nos landes?

D'ailleurs, pour qui se donne la peine de réfléchir à la question, il est évident que les utilitaires se rendraient un détestable service à eux-mêmes, s'ils enlevaient à la Science l'occasion de faire de nouvelles observations, origine première de tout progrès. C'est par un véritable abus de langage qu'on appelle l'industrie et l'agriculture des Sciences appliquées, alors que ce sont en somme des applications de la Science. Chaque fois que les ingénieurs et les cultivateurs font avancer l'industrie ou l'agriculture, ils ont simplement mis en pratique quelque acquisition récente de la Science pure. Faut-il rappeler que la télégraphie sans fil est basée sur les ondulations électriques, étudiées par Hertz, que l'extraordinaire expansion de l'agriculture moderne a été amenée par les recherches de laboratoire des chimistes et des botanistes, que le bassin houiller de la Campine a été découvert, non par les industriels qui vont l'exploiter, mais par les géologues? Inutile, n'est-ce pas, d'allonger la liste. Ces exemples suffisent à montrer que les praticiens imprévoyants, qui entraveraient l'évolution de la Science pure, subiraient bientôt le contre-coup de leur utilitarisme à courtes vues. Si vraiment, comme on l'a dit en plaisantant, la reconnaissance est un vif sentiment des bienfaits à venir, l'industrie et l'agriculture doivent vouer à la Science une gratitude sans bornes, car c'est d'elle seule que dépendent leurs progrès futurs.

* * *

Pour sauver les dernières parcelles qui ont gardé quelque peu de leur aspect primitif, il faut agir tout de suite. Car si l'on n'y prend garde, les cultures, les usines, les chemins de fer, les carrières, les villas... auront bientôt tout envahi, et la génération qui nous suit ne verra plus les dunes littorales, ni les bruyères et les marécages en Campine, ni les Hautes-Fagnes sauvages, ni les énormes murailles rocheuses qui bordent la Meuse. Et l'on se demande où nos successeurs iraient étudier la Géographie physique, la Botanique et la Zoologie de leur pays.

Voici quelques exemples qui montrent la rapidité avec laquelle se poursuit la dénaturation de notre territoire.

Tous les botanistes connaissent le marécage du Bois de Baudour, où vivait, au milieu des Sphaignes, une intéressante colonie de plantes campiniennes et ardennaises, par exemple *Juncus squarrosus, Scirpus caespitosus, Narthecium ossifragum, Salix repens, Erica Tetralix, Andromeda poliifolia, Vaccinium Oxycoccos*. Il y a peu d'années ce fond a été drainé, et toute son association végétale si curieuse a été remplacée par une plantation d'arbres (fig. 9). On ne peut pas mettre en doute que si le propriétaire avait su quelle valeur scientifique exceptionnelle possédait ce marécage, qui avait à peine trois hectares, alors que le Bois de Baudour en occupe environ deux mille, il aurait fait en sorte de le conserver intact.

C'est par ignorance également qu'on a péché lorsqu'on a laissé détruire le schorre de la rive droite de l'Yser, en aval de la crique de Lombartzyde (1). Il y avait là une alluvion argilo-sableuse, qui n'avait pas son égale en Belgique, ni peut-être dans le monde entier. Tous les botanistes qui la visitaient restaient émerveillés devant cette vaste plaine, couverte d'une végétation très serrée, mais absolument rase. Du côté de l'Yser, le schorre était bordé par une marche abrupte au bas de laquelle la vase de la slikke ne portait que des Algues et des *Salicornia*. Des marigots partaient de là et traçaient à travers le schorre leurs méandres bordés d'une flore assez spéciale. D'autres fosses, tout aussi sinueuses et ramifiées mais sans connexion avec la rivière, conservaient de l'eau à marée basse; leur flore consistait surtout en *Salicornia* dressés et en une curieuse Phanérogame submergée, pollinés sous l'eau, *Ruppia maritima*, dont ces bassins étaient la seule station naturelle en Belgique. Mais le plus grand attrait du schorre était la plaine elle-même, avec sa flore d'*Armeria maritima, Atropis (Glyceria) maritima, Glaux maritima, Suaeda maritima* et *Salicornia herbacea*, tous uniformément courts et collés contre terre : sur cette surface, unie comme un tapis, il n'y avait pas une herbe dépassant 10 centimètres. Et cette impression étonnante, d'une végétation de pygmées, était encore renforcée par la comparaison avec la flore de plantes dressées

---

(1) Cette station sera décrite en détail dans un autre travail (voir plus loin, dans ce même volume).

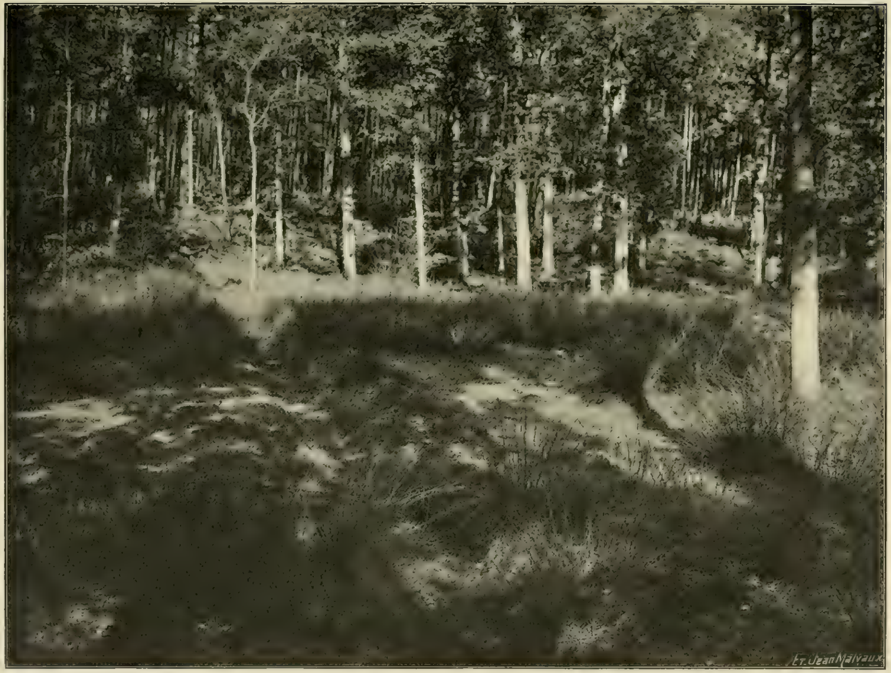


Fig. 9. Ancien marécage, maintenant asséché, dans le bois de Baudour.
Toute l'intéressante végétation de tourbière a disparu. Octobre 1911.

habitant les marigots et les fosses. Une autre particularité curieuse était que la moindre dénivellation du terrain imprimait à la flore un changement total. Dès que le sol s'enfonçait à 10 ou 20 centimètres sous la surface générale du schorre, les *Armeria*, si nombreux sur la plaine qu'ils y mettaient en juin une teinte rose continue, disparaissaient entièrement devant *Salicornia* et *Suaeda*. Y avait-il une bosse, haute de 10 ou 15 centimètres, les *Armeria* s'effaçaient également, mais pour céder la place à *Atropis* et à *Juncus Gerardi*. Quand on arrivait à la limite du schorre près de la dune de Lombartzyde, brusquement, au niveau de la laisse des hautes mers d'équinoxe, on passait de la flore des alluvions marines à celle de la dune. Aux endroits où une différence de niveau de quelques centimètres rendait la limite plus nette, on récoltait sur le bord inférieur de la ligne d'épaves les *Atropis*, *Salicornia*, *Glaux*, etc., caractéristiques du terrain salé, et sur l'autre bord, des *Juncus Gerardi*, *Agropyrum acutum* et *Plantago Coronopus* mélangés aux *Atropis* et aux *Armeria;* un mètre plus loin, il n'y avait plus que la flore habituelle de la dune, composée d'Oyats, *Carex arenaria,* Mousses, lichens, etc.

Eh bien! cette station privilégiée, où les botanistes de partout venaient admirer l'influence physique et chimique du sol sur la composition de la flore, ainsi que la concurrence des espèces qui se supplantent les unes les autres, il n'en reste rien. Sans doute, pensez-vous, on a endigué la plaine pour la mettre en culture, ou bien on y a creusé un port, ou encore il a fallu y construire des entrepôts; peut-être a-t-on pris là de l'argile pour renforcer en toute hâte une digue dont la rupture menaçait d'engloutir une grande étendue de pâtures et de champs... Non, vous n'y êtes pas : on a transformé le schorre en un jeu de golf.

La plaine a été entourée d'une digue qui empêche son envahissement par l'eau salée; les marigots et les fosses ont été comblées. Puis on a répandu du fumier de tourbe sur toute la surface du schorre. Une pompe et un réservoir fournissent de l'eau douce pour l'arrosage régulier des pistes. Auprès de chaque jeu, on tond soigneusement l'herbe tousles trois jours, en été, et pour assurer sa croissance, on lui donne des engrais chimiques.

Une grande partie du schorre est labourée; elle sert à la culture d'une Graminacée *(Festuca rubra)* destinée à gazonner les « départs » des jeux : l'herbe doit y avoir certaines qualités particulières pour le lancement des balles. Le sol a été aplani comme une table de billard, sauf aux endroits où l'on a créé des obstacles artificiels. Faut-il ajouter maintenant que de la merveilleuse flore primitive, rien, absolument rien ne subsiste?

La digue qui garantit le golf a été construite à l'aide de l'argile de l'ancien bord du schorre. Là aussi les conditions d'existence sont entièrement changées, et la végétation actuelle ne ressemble plus du tout à celle qui y vivait avant la défiguration de ce coin de pays.

Du côté de la dune, même désastre. Le golf couvre une surface totale de 55 hectares dont plus de 40 sont sur la dune de Lombartzyde. Les quelques particularités curieuses qu'elle présentait ont naturellement été effacées, par exemple les aires à peu près circulaires occupées dans certaines pannes par *Juncus maritimus*.

Une douzaine d'hommes et deux chevaux sont employés en toute saison à l'entretien du terrain. On ne peut s'empêcher de penser qu'avec les milliers de francs dépensés annuellement pour ce golf, qui a remplacé l'un des points les plus intéressants du pays, on pourrait créer des réserves dans chacun de nos districts.

Chapitre II. — Quel genre de sites il faut préserver.

Les stations à préserver doivent naturellement comprendre tous les sites qui sont indispensables pour que nos successeurs aient une idée complète et exacte de l'aspect physique du pays primitif. Nous devons faire en sorte que les générations futures puissent non seulement admirer les paysages qui nous charment aujourd'hui, mais qu'elles aient aussi l'occasion d'étudier et de faire voir aux jeunes gens des points intéressants pour la Géographie physique, la Géologie, la Botanique et la Zoologie.

⁂

Pour la Géologie, il importe que les coupes instructives découvertes à l'occasion de la percée d'un chemin de fer ou d'une route ne soient pas annulées ultérieurement par pure négligence. En général, ce qu'il faut faire pour préserver un document géologique est simple et peu coûteux, et il suffit de signaler l'intérêt de la coupe aux administrations pour que celles-ci prennent les mesures nécessaires. Même, lorsque la tranchée est en terrain dur, il n'y a en général aucune précaution spéciale à observer : dans les gares de Roanne-Coo, de Trois-Ponts, de Ciney, de Dinant, etc., il y a d'admirables plissements qui se conservent inaltérés depuis longtemps sans qu'il faille intervenir en quoi que ce soit; il faut simplement éviter de les cacher par des constructions. Il n'en est pas de même évidemment dans des sols meubles qui s'éboulent et se recouvrent les uns les autres, et sur lesquels la végétation envahissante cache bientôt toutes les particularités du sous-sol. Ici, le nettoyage et le rafraichissement périodiques de la coupe seraient indispensables.

Lorsqu'un document géologique de valeur se présente dans une carrière en activité, il n'y a qu'à l'étudier le mieux possible et à surveiller l'avancement des travaux : il va de soi qu'on ne peut pas arrêter l'exploitation pour préserver un contact intéressant, ou un beau plissement, ou une faille curieuse.

Il n'en est pas de même si le travail est suspendu ou définitivement arrêté, comme c'est le cas pour la fameuse carrière Hélin, entre Spiennes et Saint-Symphorien. Il y a là une coupe d'un intérêt capital pour la Préhistoire, où l'on rencontre, à des niveaux successifs et dont l'âge est nettement précisé, toute une série d'industries humaines allant du silex simplement utilisé jusqu'au silex taillé intentionnellement. Ne serait-il pas hautement regrettable si cette carrière était un jour comblée, ou si elle était à nouveau rendue inaccessible ainsi qu'elle le fut pendant plusieurs années? Heureusement, elle vient d'être achetée par M. le sénateur A. Houzeau de Lehaye, qui l'a acquise pour en assurer la conservation. Une autre carrière qui, pour n'être pas située en Belgique, n'en a pas moins une importance inappréciable pour la connaissance de notre Tertiaire, celle du Mont-Cassel, dans la Flandre française, n'a pas eu la chance de tomber entre les mains d'un homme de science. Son exploitation a complètement cessé, et si des mesures de préservation ne sont pas prises à bref délai, elle sera bientôt inutilisable pour les études de géologie.

Mais, dira-t-on, quel avantage y a-t-il à conserver une carrière qui a pu être examinée à loisir pendant de longues années, et dont les géologues ont retiré tous les enseignements qu'elle peut fournir? Quelle erreur! Existe-t-il une seule coupe importante sur l'interprétation de laquelle les savants soient d'accord en tous points; et, n'est-il pas évident que la discussion, pour être efficace et féconde, nécessitera de nouvelles visites au terrain même? D'ailleurs, fût-on complètement du même avis aujourd'hui qu'on ne le sera sans doute plus demain, car une découverte faite en quelque autre point de la Terre peut remettre en question les choses qui paraissent le plus solidement établies. Et qu'on ne crie pas d'après cela à l'inconsistance de la Science : la principale force de celle-ci, — et la raison de sa surprenante progression, — réside précisément en ce qu'elle est toujours prête à abandonner ses théories dès qu'une observation ou une expérience nouvelle montre leur inexactitude.

Revenons aux carrières en activité. S'il est vrai qu'on ne peut pas songer à suspendre leur exploitation pour garder un document géologique, on devrait pourtant assurer, mieux qu'on ne le fait à présent, la préservation des fossiles qui sont rencontrés pendant les travaux. Il faut bien dire qu'actuellement, la conservation des pièces paléontologiques, — si précieuses pour la Géologie et la Biologie, — depuis de simples feuilles jusqu'aux squelettes de Dinosauriens gigantesques, repose uniquement sur le bon vouloir et les tendances scientifiques des ingénieurs chargés de la direction du travail. On peut s'estimer heureux si leurs soins ne sont pas contrariés par des administrateurs ignorants, uniquement préoccupés des profits financiers de l'affaire; les géologues vous citeront telle carrière de phosphate, où les fossiles, quels qu'ils soient, sont systématiquement jetés au broyeur, afin de ne pas perdre le phosphate qu'ils renferment!

Des actes analogues de vandalisme et d'ignorance se présentent aussi dans les travaux de fouille et de déblais, même quand ils sont exécutés pour le compte des administrations publiques. Il est fort rare qu'on prenne des mesures efficaces de préservation, comme c'est heureusement le cas en ce moment pour les fouilles de Hofstade, qui sont surveillées pour le compte du Musée royal d'Histoire naturelle par M. Rutot, et pour celui du Jardin Botanique de l'État par M. Bommer.

Depuis longtemps M. Émile de Munck (1) s'est ému de la perte des objets trouvés lors des travaux de terrassement. Il rappelle que l'article 27 du cahier général des charges, clauses et conditions imposées aux entrepreneurs des travaux entrepris pour le compte de l'État Belge, dit ceci :

« *Tous les objets d'antiquité, d'histoire naturelle ou de numismatique trouvés dans les fouilles sont la propriété de l'État et doivent être remis par l'entrepreneur ou par les ouvriers aux fonctionnaires dirigeant les travaux.*

» *Il peut être accordé de ce chef, par le Département de l'Intérieur, une gratification proportionnée à l'intérêt que représenteraient les objets trouvés.* »

« Certes, si l'on exécutait les prescriptions de cet article, l'État pourrait avoir des garanties pour la conservation des objets trouvés.

» Mais les exécute-t-on? »

La réponse, hélas ! n'est pas douteuse. Non, on ne fait pas attention aux règlements. Et M. de Munck cite deux exemples typiques :

« Lors du creusement du canal du Centre, dans le Hainaut, des quantités d'ossements préhistoriques, de nombreux objets des âges de la pierre et de l'époque romaine ont été découverts dans les travaux; beaucoup de ces objets ont été délaissés, d'autres ont été vendus ou donnés par les employés ou les ouvriers; quelques ossements et des antiquités ont été, il est vrai, recueillis par les entrepreneurs et entassés pêle-mêle dans des bureaux. Mais que sont devenus ces précieux documents? Dieu le sait!

---

(1) ÉMILE DE MUNCK. *Avant-projet de la loi sur la conservation des monuments, mobiliers historiques ou artistiques. État de la question en ce qui concerne les fouilles.* Annales de la Fédération Archéologique et Historique de Belgique, mars 1904.

» Toujours est-il qu'à différentes reprises, j'ai pris des informations aux Musées de l'État, et chaque fois il m'a été certifié que rien, absolument rien, provenant des travaux du canal du Centre, n'était entré dans nos collections publiques!.....

« A Anvers, une Commission avait été nommée par la ville, à l'époque de la construction des quais, dans le but de surveiller le travail du dragage de l'Escaut, et de recueillir tous les objets qu'on retirait du fleuve.

» Ce que l'on a ramené du fond de l'Escaut eût suffi à constituer un musée local d'une incroyable richesse.

» Des objets de toutes sortes, depuis les instruments en silex, perdus dans cet endroit par nos ancêtres préhistoriques, jusqu'au revolver tombé la veille de la poche d'un passager montant à bord d'un transatlantique, tout s'y trouvait.

» Eh bien! Messieurs, savez-vous ce que le Musée d'Anvers a pu recueillir de ces épaves précieuses du passé?

« Rien, absolument rien! C'est incroyable, mais c'est vrai.

» La Commission de surveillance, qui avait été instituée avec les meilleures intentions du monde par la ville d'Anvers, n'a pas obtenu les pouvoirs nécessaires pour surveiller efficacement les travaux. Et à la connaissance de tout le monde, les ouvriers vendaient les pièces de monnaie par paniers, les armes du moyen âge et de la Renaissance par tas et jetaient tous les objets auxquels, dans leur ignorance, ils n'attachaient aucune valeur. »

⁂

Le domaine de la Géologie s'étend aussi aux particularités de la Géographie physique, telles que les marmites de géants, les aiguigeois par lesquels les rivières se perdent sous terre, les grottes profondes creusées par l'eau dans les massifs calcaires. En ce qui concerne ces dernières, on devrait pouvoir défendre que leurs exploitants les dénaturent en transplantant des stalactites et des stalagmites, comme on l'a fait dans plusieurs de nos grottes classiques afin de ménager des effets plus pittoresques. Certaines grottes nouvellement découvertes, qui sont très intéressantes pour l'homme de science, mais sans grand attrait pour le simple touriste, mériteraient d'être préservées religieusement dans l'état de nature. Je veux parler de la grotte de

Rosée, à Engis, et des dernières galeries explorées dans la grotte de Tilff.

* * *

Passons maintenant à l'exposé des considérations qui doivent nous guider dans le choix des stations à réserver pour la Biologie. Nous examinerons à la fois les desiderata de la Botanique et ceux de la Zoologie, puisqu'un site qui est intéressant pour l'une de ces sciences, l'est aussi pour l'autre; d'ailleurs dans la majorité des cas, il présente également de l'importance pour la Géologie.

Notre toute première préoccupation doit être de garder quelques parcs *naturels* dans les contrées où la physionomie originelle du paysage est restée à peu près intacte. Nous possédons heureusement encore un certain nombre de localités qui ont été fort peu défigurées par l'Homme, et d'une façon toute superficielle. Citons, parmi celles que chacun connait, les dunes de Coxyde et d'Oostdunkerke, quelques grands étangs en Flandre, les dunes de Calmpthout, les marécages et les bruyères de Genck, les Hautes-Fagnes de la Baraque-Michel et de la Baraque de Fraiture, plusieurs massifs de rochers dans les vallées de la Meuse et de ses affluents. Puisque, par un heureux concours de circonstances, des territoires presque vierges existent encore chez nous, il serait criminel de les supprimer. Car en comparaison du peu qu'on gagnerait, ces terrains étant si ingrats qu'on n'a jamais réussi à en tirer parti, — combien grand est le bénéfice de leur maintien : transmettre à nos successeurs une série de stations naturelles dont chacune reflète, par son aspect et par son association d'animaux et de plantes, les caractères les plus saillants d'une région ! Le parc de Genck, dans sa variété de paysages, montrerait comment était jadis la Campine; celui de la Baraque-Michel leur donnerait une idée précise de la Haute-Ardenne; sur les rochers de la Meuse, ils verraient quelques aspects du paysage, de la flore et de la faune du pays calcaire, etc.

Pour que ces réserves répondent à leur destination, il est nécessaire de leur donner une étendue assez considérable. Celui qui s'y promène doit avoir jusqu'à un certain point l'illusion de l'espace et ne pas se heurter tout de suite à la civilisation. D'un autre côté, si l'on veut que la population animale et végétale du parc se maintienne inaltérée, on doit veiller à ce qu'elle ne soit pas dans une cage trop étroite; il faut surtout que ses conditions d'existence ne soient pas changées : or, le voisinage de cultures ou d'agglomérations humaines modifie le climat, l'assainissement des fagnes assèche le sol bien au delà de la zone directement drainée, les fumées des fabriques vicient l'air jusque fort loin.....

Le principal intérêt de ces grandes réserves sera de montrer de quels éléments sont constituées la faune et la flore de nos districts naturels. Les plus importants de ces animaux et de ces végétaux sont, non pas les raretés, mais les espèces les plus communes. La physionomie caractéristique de la dune au point de vue biologique ne lui est pas communiquée par quelque Insecte rare ou par une plante exceptionnelle, mais par les Lapins dont les garennes sont parfois si serrées que les terriers se touchent littéralement, par les milliers de Zygènes qu'on voit voleter lourdement d'une touffe d'herbe à l'autre, par les Oyats qui dressent leurs feuilles raides et glauques sur tous les monticules, bref par les espèces les plus banales. Et ainsi en est-il de toutes les stations.

⁂

A côté de ces domaines étendus, dans lesquels les plantes et les animaux de tout un district naturel luttent librement pour l'existence, il faudra réserver des coins de dimensions plus modestes, chaque fois qu'un endroit situé dans un pays agricole ou industriel, a eu la chance de garder plus ou moins intacte son allure primitive. Certes, les réserves ainsi formées ne pourront jamais nous renseigner sur toute la flore et toute la faune du district où elles se trouvent, mais au moins donneront-elles des indications précieuses sur l'aspect d'un certain genre de stations. Il faudra surtout attacher de l'importance à préserver ceux de ces points qui sont voisins des grandes villes, car ils seront d'un secours inappréciable pour la démonstration pédagogique. Dans toutes les écoles d'enseignement supérieur on se plaint de ce que les excursions scientifiques pour les étudiants doivent être conduites de plus en plus loin de la ville : les bruyères, les bois, les marais, les chemins creux, qui sont les buts habituels d'herborisation, disparaissent les uns après les autres.

Dans cette catégorie de réserves rentrent, pour les environs de Bruxelles, le bois de Fauquez et celui de Oisquercq, le marais de Berg, la forêt de Soignes, le vallon d'Engeland, la bruyère d'Odrimont. Tous ces endroits seront décrits plus loin. Il serait fort souhaitable qu'une série analogue de terrains convenant pour la récolte des plantes et pour la chasse aux Insectes, fût préservée autour de Gand, de Louvain, de Liége, de Gembloux, de Mons, etc.

⁂

Il est un dernier genre de stations dont la Biologie réclame le maintien : celles où vivent des espèces rares. Certes, la plupart des raretés seront déjà sauvées de la destruction dans les réserves mentionnées précédemment. Mais il en est d'autres auxquelles il faudra consacrer des terrains spéciaux. A la rigueur, ceux-ci pourront être assez petits, et ne consister, par exemple, qu'en un étang ou une clairière dans un bois, ou un rocher; pourtant, chaque fois que ce sera possible, il vaudra mieux réserver un espace un peu plus grand autour de chaque habitation d'espèce rare.

Faut-il vraiment faire un effort pour éviter l'extinction d'une espèce peu répandue; sa conservation compensera-t-elle les peines qu'on se sera données ? Sans aucun doute. D'abord les animaux et les végétaux rares, tout comme les plus vulgaires, sont intéressants en tant qu'espèces organiques. Et puis, qui oserait affirmer que tel ou tel organisme — banal ou rare, peu importe, — ne fournira pas, entre les mains d'un chercheur averti, des renseignements précieux pour la solution de quelque passionnant problème biologique ? Voici un exemple de la très haute valeur que peut posséder un organisme, en apparence fort insignifiant :

De tous les êtres vivants, c'est évidemment l'Homme dont la connaissance nous importe le plus. Or, toutes les études faites sur l'Homme avaient été impuissantes à élucider certains points de son anatomie et de son embryologie. Il y a une quarantaine d'années, les zoologistes se sont mis à examiner en détail un animal marin, ressemblant un peu à un Poisson, mais n'atteignant pas plus que six centimètres de longueur, — est-il assez nul ! — l'*Amphioxus*. Ces observations ont jeté une lumière inespérée sur le développement de l'embryon humain; et l'on a pu dire avec raison que des recherches sur l'*Amphioxus* ont fait faire plus de progrès à la connaissance de l'Homme, que toutes les études sur l'Homme lui-même. Que ceux qui parlent légèrement de l'extinction d'une espèce animale ou végétale songent à ce cas, et se disent que si le temple de Delphes était encore debout, la fameuse inscription « *Connais-toi toi-même* » devrait être complétée par celle-ci : *« et étudie l'Amphioxus »*.

⁂

En dehors de l'intérêt général qu'elles partagent avec les organismes vulgaires, les espèces rares en possèdent encore un autre, qui tient à leur qualité d'espèce rare. En effet, si nous recherchons pourquoi une plante ou une bête est peu répandue en Belgique, nous constatons presque toujours que c'est pour l'une des raisons suivantes : l'espèce est une relique géologique; ou bien ses habitations dans notre pays sont situées sur le bord de son aire de dispersion; ou bien elle a

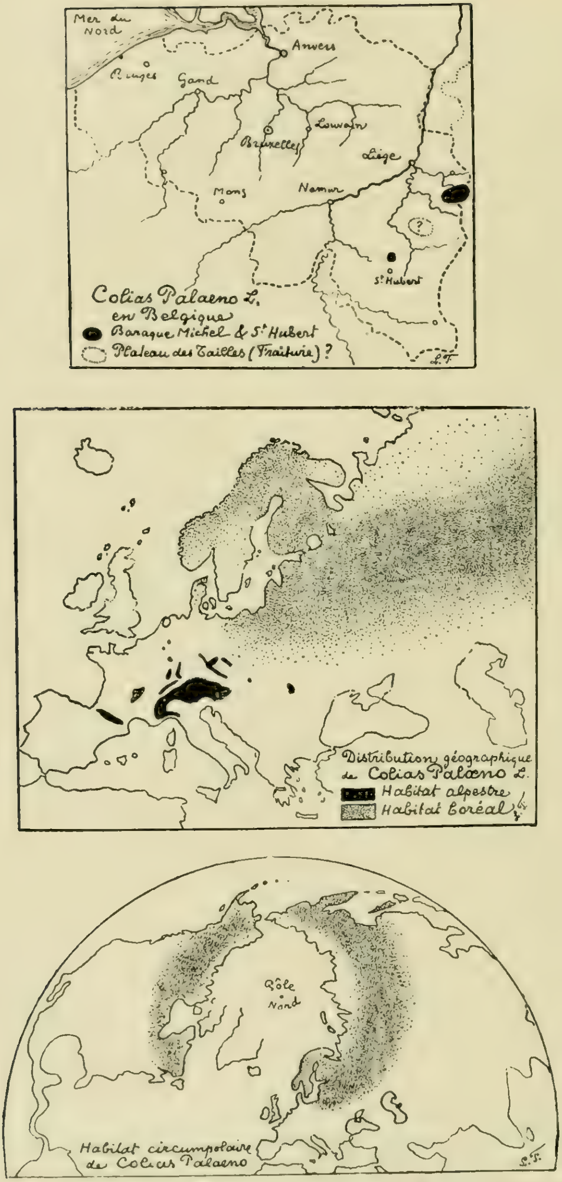

Mer du Nord
Anvers
Bruges
Gand
Louvain
Bruxelles
Liège
Mons
Namur
?
St Hubert
Colias Palaeno L.
en Belgique
● Baraque Michel & St Hubert
○ Plateau des Tailles (Fraiture) ?
L.F.
Distribution géographique
de Colias Palæno L.
■ Habitat alpestre
▨ Habitat boréal
L.F.
Pôle Nord
Habitat circumpolaire
de Colias Palaeno
L.F.

Fig. 10. Distribution d'un Papillon, *Colias Palaeno*, en Belgique, en Europe et dans les contrées circumpolaires, d'après M. Léon Fredericq.

immigré récemment; ou bien elle est née depuis peu de temps; ou enfin elle manifeste des exigences très spéciales. Un mot sur chacun de ces cas.

Plusieurs des espèces de la Haute-Fagne et de la Campine sont indubitablement des contemporaines des périodes glaciaires, qui ont survécu chez nous après le retour d'une température plus douce. Citons *Arnica montana, Vaccinium uliginosum, Lycopodium alpinum* et *Oligotrichum hercynicum,* parmi les plantes. Une longue liste d'animaux a été dressée par M. Léon Fredericq (1) : *Argynnis Aphirape, Sericomyia lappona, S. borealis, Trixa alpina, Somatochlora arctica.* La figure 10 indique, d'après le même savant, la distribution du Papillon *Colias Palaeno,* en Belgique, en Europe et dans l'hémisphère boréal. On voit clairement sur ces cartes que le Papillon possède, outre une aire d'habitat circumpolaire qui est continue, un habitat fragmenté sur les hautes montagnes de l'Europe. Sa présence en Belgique ne se comprend que comme relique glaciaire.

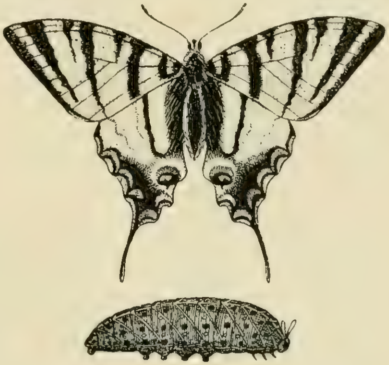


Fig. 11. *Papilio Podalirius* et sa chenille, d'après M. Lameere.

De même, il est probable que pas mal d'animaux et de végétaux propres aux rochers calcaires et à la pointe méridionale du Jurassique, ont été amenés chez nous pendant une période plus chaude et plus sèche séparant les glaciaires, et qu'ils n'ont pu se maintenir que dans les stations les plus chaudes de notre pays. Dans ce groupe rentrent sans doute le Lézard des murailles, *Papilio Podalirius* (fig. 11), *Caloptenus italicus* (une Sauterelle), le Buis, l'Armoise camphrée, etc.

A côté de ces espèces qui ont ailleurs une large aire d'habitat, il en est qui ne vivent jamais qu'en des points isolés, séparés par de grandes étendues où elles manquent, quoique toutes les conditions d'existence y soient réalisées. Ainsi, *Najas major* n'a qu'une seule habitation en Belgique, et ses autres points d'habitat, fort éloignés les uns des autres, embrassent presque la terre entière; *Sturmia Loeselii* se trouve dans quatre ou cinq endroits du pays, mais toujours en un petit nombre d'exemplaires; il en est partout de même. Les espèces de ce groupe sont probablement des types en voie d'extinction qui ont été fort répandus dans une autre période géologique, mais qui n'ont survécu qu'en un petit nombre de localités.

---

(1) Léon Fredericq. *La Faune et la Flore glaciaire du plateau de la Baraque-Michel.* Bulletin de l'Académie royale de Belgique (classe des Sciences), 1904, p. 1263.

Du bord de l'aire d'habitat se détachent des colonies qui pénètrent dans les contrées non encore occupées en masse par l'espèce. Dans chaque pays, ces avant-postes sont naturellement constitués par des raretés. Ainsi *Cirsium oleraceum* est une plante très répandue dans les prairies humides de l'Asie, de l'Est et du centre de l'Europe; il s'avance en masses serrées jusque dans la Flandre, mais dans les polders du littoral, il est fort rare et ne se présente que sous la forme de petites agglomérations isolées; il n'a d'ailleurs jamais traversé la Manche ni la mer du Nord pour atteindre l'Angleterre.

Peut-être *Cirsium oleraceum* n'est-il pas arrivé dans la partie la plus occidentale de notre pays depuis assez longtemps pour qu'il ait pu y devenir commun. Il est en tout cas évident que pendant les premières années qui suivent l'introduction d'un animal ou d'un végétal, celui-ci est nécessairement rare. On a pu suivre, — pas à pas, pour ainsi dire, — la dispersion en Belgique d'*Elodea canadensis* et de *Juncus tenuis*. *Elodea* a été introduit en 1858 par Scheidweiler, à Ledeberg, près de Gand; depuis lors il a envahi tout le pays, sauf les districts ardennais, subalpin et jurassique; il est encore rare dans le Condroz et la Famenne. *Juncus tenuis* a été signalé pour la première fois en 1823, par Dumortier; il y a une cinquantaine d'années, l'espèce n'était encore commune qu'aux environs d'Aerschot et dans la Campine anversoise; actuellement elle est abondante le long des sentiers dans les bois sablonneux et humides de toute la partie moyenne de la Belgique, mais elle n'a pénétré que très peu dans les deux Flandres, dans le Calcaire et dans l'Ardenne; elle manque jusqu'ici dans le Jurassique. — D'autres plantes, tout en se maintenant parfaitement aux environs des points d'introduction, ne se sont guère étendus à travers le pays, par exemple *Stenactis annua, Doronicum Pardalianches, Salvia Verbenaca.*

Une espèce ou une variété qui vient de prendre naissance, soit par mutation, soit par hybridation, est naturellement rare et endémique pendant un certain temps, jusqu'à ce qu'elle ait eu l'occasion de se répandre au loin. Ainsi *Carabus auronitens* var. *Putzeysi* n'a jamais dépassé les limites de la Forêt de Soignes; *Mentha gentilis* var. *vesana (M. crepiniana),* signalé par Lejeune dans la vallée de la Vesdre depuis 1831, n'a pas été récolté ailleurs; *Rubus arduennensis,* connu dans l'Ardenne et le Calcaire depuis 1813, n'existe dans aucun autre pays.

Enfin, il y a une dernière catégorie d'organismes rares : ceux qui exigent un milieu très particulier, réalisé seulement dans un petit nombre d'endroits. Il y a des animaux, des végétaux et des protistes qui sont incapables de vivre ailleurs que dans les eaux saumâtres; sur les terrains calaminaires se développent des plantes qui ne se rencontrent que là; de même, certaines espèces d'animaux et de plantes ont besoin de conditions rigoureusement définies de sol et de climat, conditions qui ne sont réunies que dans les dunes littorales. Citons encore le Merle d'eau *(Cinclus aquaticus)* qui n'habite que les torrents, et un Ver, *Polycelis cornuta,* qui ne descend guère en dessous de l'altitude de 300 mètres (fig. 12).

On voit par cette simple énumération des diverses causes qui peuvent déterminer, ensemble ou séparément, la rareté d'un animal ou d'une plante, combien il est essentiel de conserver les habitations des espèces rares. Alors que les espèces très répandues sont importantes par leur intervention dans la physionomie des paysages, l'intérêt des plantes et des animaux exceptionnels d'une contrée réside plutôt dans les nombreux problèmes que soulève leur localisation étroite.

* * *

En quoi doit consister la protection dans les réserves faites en vue de la biologie, ou plus exactement, qu'est-ce qui doit être défendu dans les territoires protégés? Le principe est fort simple : il faut empêcher tout ce qui peut défigurer la nature. « Pour être efficace, dit M. Bommer (1), la réserve doit être absolue; il faut proscrire radicalement toute intervention de l'homme, puisque le but poursuivi est la conservation des aspects de la nature livrée à elle-même. » Dans toutes les parcelles il faudra donc interdire sévèrement la chasse (et la pêche), la pâture et le recépage des buissons. Pour chaque genre de stations, il y aura lieu de défendre certaines pratiques particulières : dans les bruyères et les fagnes il sera nécessaire de renoncer à faire de nouveaux boisements, et à enlever les mottes; dans les étangs le faucardage ne sera admis que si les herbes deviennent vraiment exubérantes; on ne devra plus, sous aucun prétexte, drainer les tourbières et les marais... Bref, dans chaque cas il faudra édicter des mesures appropriées de protection.

L'interdiction qu'on aura le plus de peine à faire respecter est celle qui concerne la chasse et la pêche. Les chasseurs ne manqueront pas de prétendre que le gibier va se multiplier au point de détruire toute

---

(1) C. Bommer. *Conservation du caractère naturel de parcelles boisées ou incultes.* Rapport au Conseil supérieur des Forêts, 1902.

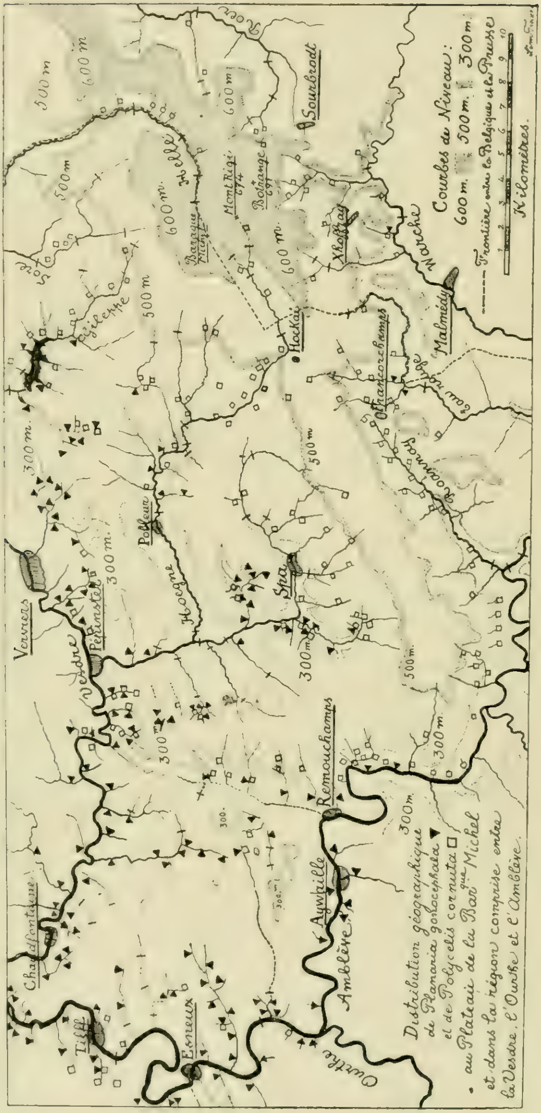

Verviers
Vesdre
Pepinster
Polleur
Hoegne
Spa
Gileppe
Helle
Roer
Baraque Michel
Mont Rigi 674
Botrange 691
Sourbrodt
Hockai
Xhoffraix
Warche
Malmédy
Francorchamps
Eau rouge
Remouchamps
Aywaille
Amblève
Chaudfontaine
Tilff
Esneux
Ourthe
300 m.
500 m
600 m.
Courbes de Niveau:
600 m. 500 m. 300 m.
Frontière entre la Belgique et la Prusse
1 2 3 4 5 6 7 8 9 10
Kilomètres.
Distribution géographique
de Planaria gonocephala ▼
et de Polycelis cornuta □
au Plateau de la Baraque Michel
et dans la région comprise entre
la Vesdre, l'Ourthe et l'Amblève.

Fig. 12. Distribution de deux Vers aquatiques, d'après M. Léon Fredericq.

la végétation ; mais ils négligeront de faire remarquer qu'à présent ils détruisent systématiquement les animaux qui se nourrissent du gibier : Mammifères Carnivores et Oiseaux de proie. Si les gardes-chasse ne tuaient pas les bêtes dites nuisibles, celles-ci mettraient bientôt un terme à la pullulation du gibier, et la libre concurrence des carnassiers, des herbivores et des végétaux assurerait un état d'équilibre entre tous les organismes. Ce qui est vrai pour la chasse, l'est tout autant pour la pêche, puisqu'elle falsifie également les conditions d'existence ; ainsi, par exemple, les gardes-pêche ont une prime pour la destruction du Martin-pêcheur. Il est probable que les chasseurs vont protester avec violence contre l'établissement de réserves dans lesquelles ils ne pourront plus se livrer à leur plaisir. Mais un intérêt scientifique général ne peut pas être sacrifié à l'égoïsme sportif de quelques individus.

Pour la pâture il en est tout autrement. Dans beaucoup de régions pauvres, il n'y a guère de prairies, et le pâturage se fait uniquement sur les landes, les fagnes, les pelouses sèches et les autres endroits incultes. Aussi sera-t-il juste d'indemniser les communes lorsque des terrains ayant toujours servi de vaine-pâture, seront rendus inaccessibles aux bestiaux.

Ajoutons que dans beaucoup de cas des tempéraments devront être apportés aux interdictions.

Le rôle de l'expérimentation en Géographie botanique. [1]

par Jean MASSART

Les sciences biogéographiques ont fait, dans ces vingt dernières années, des progrès étonnants. De nouveaux pays ont été explorés ; leur population animale et végétale commence à être connue dans ses grandes lignes. Grâce aux découvertes de la Paléontologie et de la Paléogéographie, la distribution actuelle des organismes est mieux comprise. Enfin, l'Écologie — la science, de date toute récente, qui étudie les adaptations permettant aux êtres d'habiter un endroit déterminé — a fait l'objet d'innombrables travaux, surtout de la part des botanistes; aussi les relations des plantes avec le sol et avec les autres organismes constituent-elles un des chapitres les plus captivants dans tous les traités modernes de Botanique.

Mais, quelque grands que soient les progrès réalisés par la Géobotanique, ils présentent une grave lacune: toutes nos connaissances sur la composition de la flore des diverses stations, eaux courantes, bruyères, rochers, dunes, etc., ont été obtenues uniquement par l'observation. Or, aucune science biologique ne peut plus se contenter des données que fournit l'examen des faits, si minutieux soit-il. On a compris partout la nécessité de compléter l'observation par des expériences, c'est-à-dire de poser à la Nature des questions auxquelles la réponse soit claire et nette. Car presque toujours une observation peut être interprétée de façons diverses, tandis que l'expérience bien conduite porte son explication en elle-même.

Voyons rapidement quelques-uns des problèmes géobotaniques qui sont mûrs, tout prêts à être attaqués par la méthode expérimentale.

---

1) Cette note a paru aussi dans la *Revue générale des Sciences pures et appliquées*, du 15 janvier 1912.

I. — La variation et l'accommodation.

Chaque station possède son association particulière de plantes, exactement adaptées aux conditions qu'offre cet endroit. Ainsi, dans une futaie, il y a des espèces capables de supporter l'ombre, et même de fleurir et de fructifier sous les grands arbres. Les Mousses des rochers et des toits ont la faculté de se dessécher impunément, puis de se remettre à fonctionner dès qu'il pleut. Les végétaux submergés ont des feuilles, ou très minces, ou très fortement découpées, dispositifs qui augmentent la surface de contact avec l'eau et facilitent la pénétration de la lumière jusqu'au tissu assimilateur. Dans un marécage tourbeux ne vivent que les espèces réfractaires aux substances toxiques contenues dans le sol. Les plantes des dunes possèdent toutes quelque moyen de fixer les grains de sable.

Mais s'il est vrai qu'une station donnée ne peut être colonisée que par les espèces dont la structure et le fonctionnement sont en harmonie étroite avec les exigences locales, il est d'autant plus surprenant de constater que certains organismes se rencontrent dans des stations tellement différentes que chacune d'elles semble inhabitable pour les plantes de toutes les autres. Citons quelques exemples. *Koeleria cristata* et *Helianthemum Chamaecistus* vivent à la fois dans les dunes littorales et sur les rochers calcaires ; *Veronica hederaefolia* est commun dans les moissons, et aussi dans les bois rocheux pas trop denses ; *Polygonum amphibium* croît dans l'eau, sur la terre humide, et même dans des lieux secs ; le Genévrier (*Juniperus communis*) occupe les rochers les plus brûlés du soleil, les dunes continentales, et aussi les marécages tourbeux ; *Pelvetia canaliculata*, Algue brune d'ordinaire localisée sur les rochers maritimes au niveau de la marée haute, habite aussi les petits creux dans l'argile saumâtre, sur la côte Est de l'Angleterre.

Tout de suite une question se pose. Est-ce réellement une seule et unique espèce qui colonise des localités si diverses, ou bien chacune de celles-ci porte-t-elle une variété ou une race spéciale, adaptée d'une façon plus parfaite. Parfois, la réponse est aisée. *Hypnum cupressiforme* habite les endroits les plus variés. La Mousse qui vit sur les troncs des Hêtres dans les forêts (variété *filiforme*) a des rameaux grêles, allongés, descendant parallèlement le long du tronc. Elle paraît très distincte du *Hypnum* vivant par terre, à rameaux robustes, ramifiés dans tous les sens, portant des feuilles fortement recourbées vers le bas (variété *uncinatum*). Et pourtant un examen attentif fait découvrir tous les intermédiaires entre la plante du sol et celle du tronc. Bien plus, si l'écorce est crevassée, on constatera qu'un rameau qui pénètre dans une fente y présente les caractères d'*uncinatum*, tandis qu'au dehors il est manifestement *filiforme*.

Un autre exemple. Les *Holcus mollis* d'une clairière ont un tout autre aspect que ceux qui croissent à l'ombre des grands arbres. Mais il suffit de suivre d'année en année les progrès de la reconstitution de la forêt dans une clairière pour observer la transformation graduelle de la Graminacée.

Toutefois, il est exceptionnel qu'on puisse ainsi observer la continuité dans l'espace, comme pour *Hypnum cupressiforme*, ou la continuité dans le temps, comme pour *Holcus mollis*. D'habitude, il y a un hiatus infranchissable entre les diverses stations. Aucun intermédiaire ne relie, par exemple, les rochers calcaires et les dunes habitées par *Koeleria cristata* et par *Helianthemum Chamaecistus*, ni les champs cultivés et les bois où se développe *Veronica hederaefolia*. Outre les variétés *uncinatum*, vivant à terre dans les bois, et *filiforme*, des troncs d'arbre, la Mousse citée plus haut possède encore les variétés *tectorum* sur les toits, *lacunosum* sur les rochers calcaires, *ericetorum* dans les bruyères sèches, entre lesquelles il n'y a aucun point de contact.

Dans tous ces cas, l'observation est insuffisante pour nous renseigner sur la nature des plantes qui sont communes aux diverses stations. Si nous consultons une flore au sujet de l'unité ou de la pluralité spécifiques, nous trouverons que le *Koeleria* des dunes est distingué comme variété *albescens*, tandis que le *Helianthemum* des dunes et celui des coteaux calcaires ne constituent pas des variétés séparées. Mais quelle créance méritent ces renseignements ? Absolument aucune. Voici deux exemples typiques.

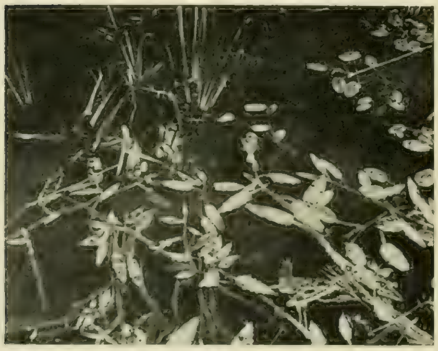


Fig. 1. — *Polygonum amphibium* vivant dans l'eau *(natans)*.

Le *Polygonum amphibium* a des aspects et des structures anatomiques toutes différentes, suivant qu'il est dans l'eau, sur la terre humide ou sur la terre sèche. Aussi l'a-t-on démembré en trois variétés (fig. 1 à 3): *natans* (dans l'eau), *terrestre* (au bord de l'eau),

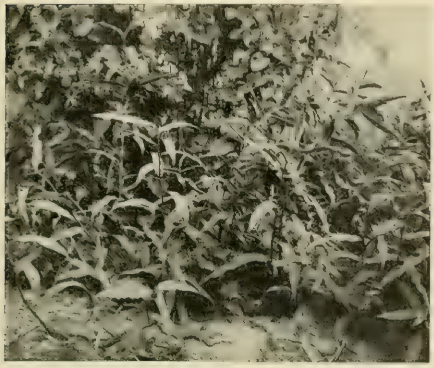


Fig. 2. — *Polygonum amphibium* vivant sur la terre humide *(terrestre)*.

coenosum (dans les lieux arides). Or, il suffit de mettre dans l'eau une bouture prise sur un individu *terrestre* pour lui voir donner des tiges submergées, souples, creuses, à longs entre-nœuds, et des feuilles flottantes, longuement pétiolées, à limbe glabre ayant des stomates uniquement à la face supérieure : la plante devient exactement semblable à celle qui a toujours vécu dans l'eau. Si la bouture est plantée dans la terre sèche, les nouvelles pousses sont identiques à celles d'un individu de cette station : tiges rigides, couchées, à entre-nœuds courts, feuilles brièvement pétiolées, à limbe assez petit et hérissé de poils glanduleux, pourvu de stomates sur les deux faces, mais surtout à la face inférieure. De même, un individu *coenosum* et un individu *natans* peuvent à volonté être transformés l'un dans l'autre ou en un individu *terrestre*, à tiges dressés et raides, à feuilles poilues et assez grandes, ayant surtout des stomates à la face inférieure. Cette simple expérience est plus démonstrative que toutes les observations du monde : elle montre que, malgré leur nom latin, les « variétés » de *Polygonum amphibium* n'ont aucune existence. En effet, on est d'accord pour réserver le nom de variété, race ou espèce, à des organismes résultant d'une *variation* (probablement toujours une *mutation*), et possédant

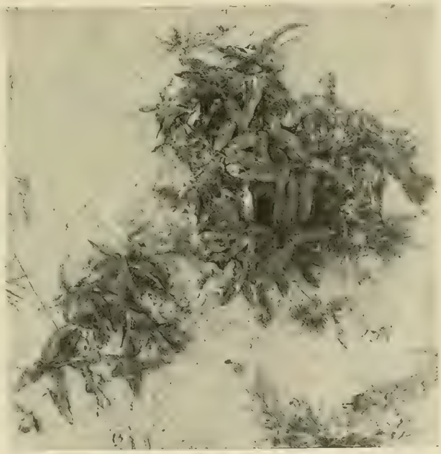


Fig. 3. — *Polygonum amphibium* vivant sur la terre sèche *(coenosum)*.

donc un certain groupe de caractères *innés*. Mais tel n'est pas le cas pour le *Polygonum*. Ce qui est inné chez lui, ce n'est pas l'ensemble des particularités de structure correspondant, soit à la forme *natans*, soit à la forme *terrestre*, soit à la forme *coenosum*, c'est uniquement la faculté d'acquérir, suivant les besoins, l'un ou l'autre de ces complexes de caractères, c'est-à-dire de se modifier à chaque instant pour s'ajuster aux nécessités changeantes de l'existence. En d'autres termes, les *Polygonum amphibium*, quelque tranchées que soient leurs différences, quelque parfaite que soit l'harmonie de leur structure avec le milieu, ne sont pas des variétés, mais de simples *accommodats* (1).

On le voit, l'expérimentation a permis de trancher rapidement et sûrement la question des prétendues variétés de *Polygonum amphibium*. Et ce ne sont pas seulement des variétés que l'expérience efface ainsi du tableau de la Systématique. Des espèces linnéennes pourront subir le même sort. En voici un cas. On trouve communément sur les rochers maritimes et sur les digues de l'Europe occidentale un *Matricaria* à feuilles charnues que Linné appelait *M. maritima*. Or, les graines de cette plante, semées dans un jardin, donnent directement des individus à feuilles minces, semblables à celles de *M. inodora*. Le prétendu *M. maritima* doit donc, lui aussi, disparaître des flores.

Jusqu'ici nous n'avons envisagé que les plantes qui présentent des différences notables d'une station à l'autre, et que les flores séparent en variétés ou en espèces. Mais bien plus curieux sont les cas où un même végétal habite des endroits très divers sans changer ni dans son aspect extérieur ni même dans ses caractères anatomiques. Nous avons cité un exemple à propos de *Helianthemum Chamaecistus*. On pourrait en apporter beaucoup d'autres. Le même Genévrier (*Juniperus communis*) est abondant, non seulement sur les rochers tant calcaires que schisteux ou gréseux, et sur les collines de craie (les « downs » du Sud de l'Angleterre), mais aussi sur les dunes continentales (en Campine) et dans les marécages tourbeux gorgés d'eau (en Ardenne). Le *Climacium dendroides* est généralement une Mousse de marais ; toutefois elle habite aussi les vallées sèches entre les dunes littorales. Les Bouleaux (*Betula pubescens* et *B. verrucosa*) vivent aussi bien le pied dans l'eau que sur les terrains les plus secs (fig. 4 à 7). La Bruyère commune (*Calluna vulgaris*) et la Fougère impériale (*Pteris aquilina*), qui sont nettement calcifuges, se rencontrent çà et là sur les roches calcaires, par exemple dans l'Ouest de l'Irlande.

---

(1) On pourrait réserver le terme *accommodation* pour désigner la transformation que subit l'*individu* quand il se met d'accord avec le milieu, et le terme *adaptation* pour la transformation que présente l'*espèce* sous l'action combinée de la variabilité et de la sélection naturelle Les caractères accommodatifs ne sont pas héréditaires (mais la faculté de les produire se transmet), tandis que les caractères adaptatifs sont innés.

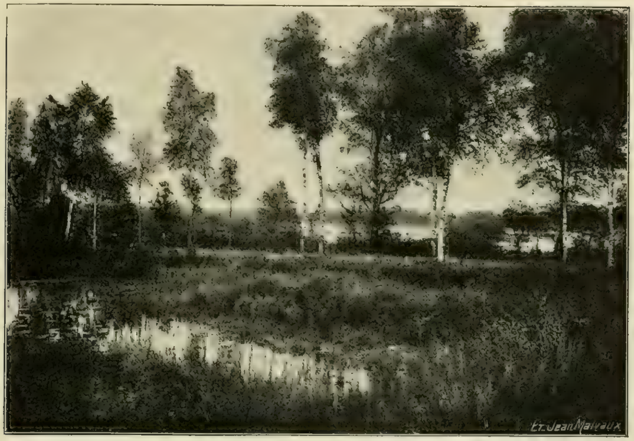


Fig. 4. — Bouleaux dans un marécage tourbeux de Campine.

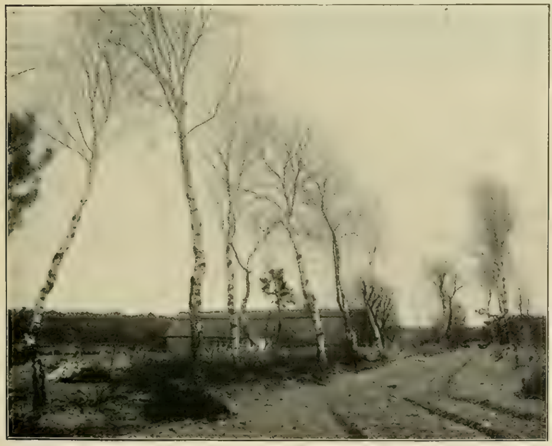


Fig. 5. — Bouleaux dans une bruyère sèche de Campine.

Il serait intéressant de rechercher si, dans plusieurs de ces cas, il ne s'agit pas de races physiologiques comparables à celles qu'on connaît chez des Champignons parasites. Quoique les Charbons (*Ustilago Carbo*) des céréales aient partout les mêmes caractères extérieurs, celui de l'Orge, celui de l'Avoine, celui du Froment... constituent des races particulières, dont chacune n'infecte qu'un seul hôte. De même, on pourrait imaginer que le Genévrier des tourbières appartient à une autre race physiologique que celui des dunes ou celui des escarpements calcaires. Des cultures méthodiques feraient facilement la lumière sur ce point.

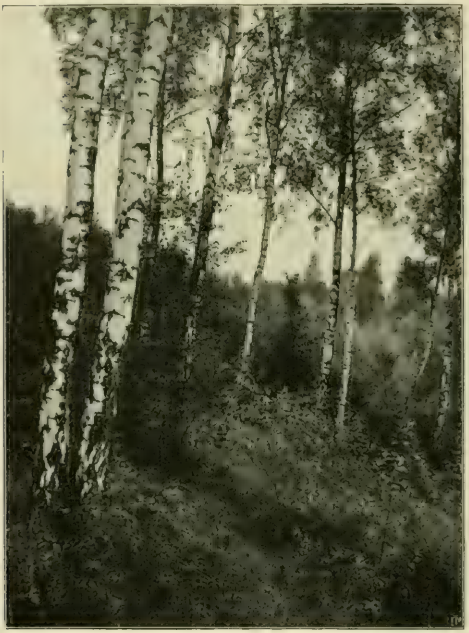


Fig. 6. — Bouleaux sur une colline en schistes houillers, des bords de la Meuse.

Mais tous les cas cités plus haut ne s'expliqueraient sans doute pas de la même manière. Ainsi, pour les *Pteris* et *Calluna*, il se peut que le climat de l'Irlande leur soit si particulièrement favorable qu'ils sont capables d'y surmonter la difficulté de vivre sur terrain calcaire. On sait, en effet, que les plantes sont généralement moins exigeantes quant aux qualités du sol au milieu de leur aire d'habitat que sur les bords, où les conditions de climat sont moins bonnes. Enfin, on peut affirmer que la lutte pour l'existence doit aussi intervenir dans pas mal de cas. Mais ceci mérite d'être exposé avec quelques détails.

II. — La lutte pour l'existence.

L'expérimentation physiologique commence à nous fournir des indications positives sur le mécanisme de la lutte pour l'existence entre les espèces. Il semble acquis, en effet, par les recherches faites au Département de l'Agriculture des États-Unis, par M. Whitney et ses collaborateurs, que les plantes excrètent dans le sol des substances toxiques. La production de corps qui sont nocifs pour la plante elle-même permet de comprendre le mode de croissance si spécial des Champignons formant des ronds-de-sorcière (par exemple *Marasmius Oreades*). Plus intéressantes pour nous sont les sécrétions qui sont surtout toxiques pour d'autres espèces. M. Whitney a vu que certaines mauvaises herbes nuisent aux céréales par leurs sécrétions souterraines. Cette explication peut-elle être étendue à d'autres cas ? Elle nous permettrait de comprendre la localisation si stricte de beaucoup de plantes, notamment des suivantes

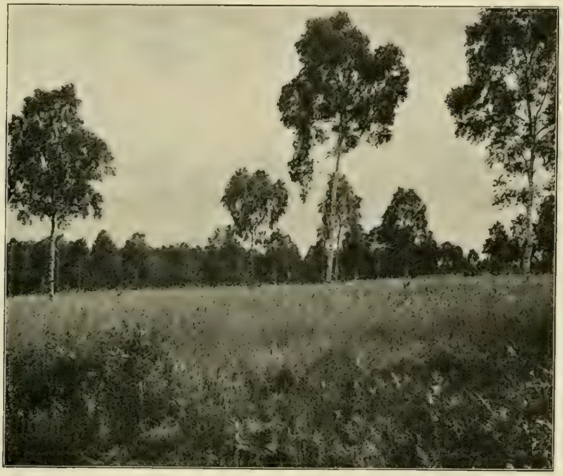


Fig. 7 — Bouleaux dans un champ de seigle, en Ardenne.

La végétation des alluvions argileuses inondées par la mer à marée haute est spéciale à ces terrains saumâtres. Or, la plupart de ces plantes n'ont pas du tout besoin de sel marin. On les cultive très facilement dans un jardin, et même l'une d'entre elles, le Gazon d'Olympe (*Armeria maritima*), est souvent employée en bordures. De même, les végétaux des terrains calaminaires peuvent très bien se passer de zinc, quoique dans la nature ils soient liés à la calamine. A un tout autre point de vue, il en est encore ainsi pour beaucoup de plantes alpines ou subalpines : l'Edelweiss, les *Rhododendron*, le *Vaccinium uliginosum*, l'*Arnica montana*, etc., prospèrent dans le premier jardin venu et supportent à merveille le climat de la plaine, alors que leur aire d'habitat dans l'Europe centrale est limitée aux montagnes. Seulement le jardinier a soin de sarcler ses plates-bandes, de manière à supprimer la concurrence entre les plantes qu'il cultive et les occupants primitifs du sol.

Voilà sans doute tout le secret de la localisation de ces espèces. Si les plantes des lieux saumâtres et de la calamine ne colonisent pas les sols ordinaires, si les espèces alpines ne descendent pas dans la plaine, c'est qu'elles y rencontrent des concurrents redoutables qui ne peuvent pas les suivre, soit sur les sols imprégnés de sel ou de calamine, soit sur les hautes pentes des montagnes.

Voici quelques exemples plus circonscrits, où la lutte entre espèces voisinant sur le même terrain est peut-être aussi la facteur prépondérant. Les Bouleaux se rencontrent dans les bois les plus variés, sauf sur le calcaire. Pourtant ces arbres ne sont pas à proprement parler calcifuges, car ils se développent parfaitement dans une fente des rochers calcaires, et même il constituent par exception des peuplements à peu près purs sur des coteaux calcaires. Bref, on dirait qu'ils ne prospèrent dans les terres riches en chaux que s'ils n'ont pas à y lutter contre d'autres arbres, tandis que sur les sols plus pauvres ils ne craignent pas le conflit. Il est permis de se demander s'il n'y a pas quelque chose d'analogue pour *Pteris* et pour *Calluna* habitant le calcaire en Irlande. Peut-être certaines espèces, qui leur sont des concurrents dangereux sur le calcaire, font-elles défaut en Irlande. Il serait intéressant de dresser des listes complètes de la flore dans les stations, calcaires ou non, qu'habitent *Pteris* et *Calluna,* et de les comparer à des listes similaires d'endroits calcaires où ces espèces manquent. On obtiendrait sans doute ainsi des indications sur les espèces dont il faudrait ensuite étudier expérimentalement l'influence réciproque.

Un dernier exemple. Pour établir un pâturage dans une bruyère, on ne fait subir d'autre préparation à la terre qu'un léger labour avec enfouissement d'un peu de fumier de ferme Cela suffit pour que les plantes de la bruyère n'y puissent plus pousser. D'innombrables graines de *Nardus stricta, Molinia coerulea, Erica Tetralix, Calluna vulgaris, Potentilla Tormentilla*, etc., sont apportées par le vent sur la prairie. Mais ces espèces ne s'y installent pas (fig. 8). Sans aucun doute, il est quelques-unes de ces espèces qui sont inaptes à vivre sur un sol fumé, mais d'autres ne craignent nullement les engrais : au contraire, le *Molinia* et le *Potentilla* deviennent magnifiques sur un terrain riche. Leur absence dans la prairie est due vraisemblablement à ce qu'elles en sont chassées par des rivales.

Lorsque l'expérimentation nous aura renseigné sur le degré d'accommodabilité des espèces, et sur leur concurrence, nous pourrons essayer de comprendre comment il se fait que chaque station porte non seulement des plantes particulièrement adaptées à elle, mais aussi des espèces qui se rencontrent ailleurs dans des conditions tout autres.

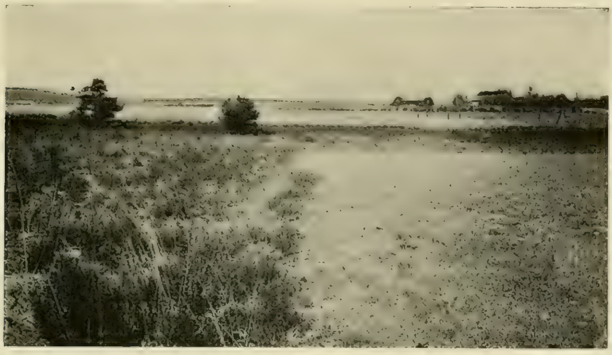


Fig. 8. — Limite nette entre un pâturage (*à droite*) et une bruyère (*à gauche*), en Campine.

Le tableau de la page suivante résume brièvement l'écologie de quelques plantes habitant le rocher de Champale, près d'Yvoir, dans la vallée de la Meuse. Quoique j'aie choisi à dessein un endroit très spécialisé, — une côte calcaire, exposée en plein soleil, où de grosses roches pointent à travers le sol pierreux formé par les détritus du calcaire, — on verra que la plupart des plantes ne sont nullement limitées à ce genre de stations, mais qu'elles peuvent vivre dans des terrains très divers, calcaires ou non, meubles ou rocheux, à l'ombre ou au soleil. Au point de vue du climat, même plasticité. La vallée de la Meuse est au bord du Domaine des Basses-Montagnes de l'Europe centrale, très près du Domaine des Plaines de l'Europe nord-occidentale. Or, le climat de l'Europe N.-W. est nettement maritime, bien différent du climat continental de l'Europe centrale. La deuxième colonne du tableau indique si la plante est répandue aussi dans le domaine à climat maritime (M). Quelques espèces s'élèvent jusque dans la région alpine (A), à climat excessif (1) :

---

[1] Les renseignements pour la région alpine n'ont pu être trouvés d'une manière suffisamment précise que pour les Phanérogames.

Melica ciliata	»	Uniquement sur les rochers calcaires, au soleil.
Festuca duriuscula glauca	»	
Hippocrepis comosa	»	
Teucrium Chamaedrys	»	
Sesleria coerulea	A.	
Encalypta streptocarpa	M.	
Helianthemum Chamaecistus	M.A.	Tous les lieux secs, calcaires (p. ex. dunes littorales).
Asperula Cynanchica	M.	
Asclepias Vincetoxicum	»	Aussi dans les bois calcaires.
Melampyrum arvense	»	Aussi dans les moissons calcaires.
Grimmia apocarpa	M.	Rochers de tout genre, calcaires ou non.
Draba aizoides	M.	
Xanthoria parietina	M.	Rochers de tout genre, calcaires ou non, et troncs.
Cladonia endiviaefolia	M.	Tous les lieux secs, calcaires ou non, au soleil.
Briza media	M.A.	
Sedum album	M.	
Potentilla verna	»	
Lotus corniculatus	M.A.	
Thymus Serpyllum	M.A.	
Cladonia pyxidata	M.	Pelouses et bois, calcaires ou non.
Camptothecium lutescens	M.	
Festuca ovina	M.A.	
Polygala vulgaris	M.A.	
Primula officinalis	M.	
Arenaria serpyllifolia	M.	Pelouses, moissons et haies, calcaires ou non.

III. — L'origine des espèces par mutation et par hybridation.

Il suffit de mentionner les noms de G. Mendel et de M. H. de Vries pour évoquer aussitôt les incomparables services que la méthode expérimentale a rendus au problème de l'origine des espèces. Nous n'envisagerons ici cette question que dans ses rapports avec la distribution géographique des végétaux.

De plus en plus, les expériences font voir qu'une espèce n'a pas nécessairement une origine unique, comme on le pensait encore il n'y a pas longtemps, mais qu'elle peut surgir plusieurs fois, et en des endroits différents. Rappelons seulement les divers *Œnothera* issus par mutation d'*Œ. Lamarckiana*. C'est là une chose fort importante, car, dans l'interprétation de l'aire d'habitat d'une plante, on partait toujours de cette idée que l'espèce a apparu en un seul point, et qu'elle s'est répandue de là. La découverte de l'origine multiple vient singulièrement compliquer nos conceptions à cet égard.

Autre question. Jusque dans ces derniers temps, on croyait que les espèces doivent toujours leur origine à la variation, et que l'hybridation ne peut fournir que des organismes instables retournant rapidement aux types primitifs. Les Vilmorin, d'une part, Mendel et ses continuateurs, de l'autre, sont venus à propos pour démontrer par l'expérience que le croisement peut donner des espèces fertiles et stables, présentant une nouvelle combinaison des caractères portés par les parents. Même, l'analyse minutieuse des résultats permet de prévoir les diverses combinaisons qui vont se produire. Ces données expérimentales, c'est-à-dire précises et indiscutables, semblent n'avoir pas encore pénétré dans la Systématique. Sans doute, les floristes invoquent sans cesse l'hybridité pour expliquer la présence d'individus à caractères intermédiaires, par exemple chez les Bouleaux, les Chênes, les *Cirsium*, les *Carex*, etc. Mais pourquoi donc ne s'astreignent-ils pas plutôt à faire eux-mêmes quelques-uns de ces prétendus hybrides? Ce travail ne présente aucune difficulté bien grande : avec du soin et de la patience, on trancherait d'une façon définitive l'irritante question des hybrides naturels.

Des études de ce genre sont d'autant plus indispensables que les expériences de ces dernières années ont montré que certaines caractères non visibles chez les parents peuvent se manifester chez leurs hybrides. Ceux-ci ne sont alors pas du tout intermédiaires entre les espèces qui avaient été croisées. Il se peut fort bien, que pas mal d'hybrides naturels dérivent d'autres parents que ceux qu'on leur assigne. En outre, on arrivera peut-être à déceler la nature hybride d'espèces chez lesquelles rien ne faisait prévoir une pareille origine. Ajoutons que ces mêmes expériences feraient voir l'existence chez les parents de caractères qui ne se manifestent à nos yeux en aucune façon.

Une dernière question. Pour qu'un hybride se produise, il suffit qu'un grain de pollen tombe sur le stigmate d'une autre espèce et y germe normalement ; l'ovule ainsi fécondé donne une plante hybride. Si celle-ci, devenue adulte, se féconde elle-même, elle donnera une deuxième génération dans laquelle la disjonction va s'opérer conformément aux règles énoncées par Mendel. Or, parmi ces descendants il y aura, à côté de plantes nouvelles, des exemplaires absolument semblables aux grands-parents, c'est-à-dire aux espèces qui ont été croisées. M. G. H. Shull insiste avec raison sur l'importance de ces faits pour le transport d'une espèce à grande distance. En effet, pour qu'une plante donnée arrive, par exemple, dans une île, il n'est pas nécessaire qu'une graine, souvent lourde et encombrante, accomplisse le trajet. La dissémination sera tout aussi bien assurée par un grain de pollen, à condition qu'il y ait dans l'île une espèce voisine, donnant avec la première un hybride dont la progéniture subit la disjonction.

Multiplicité d'origine d'une même plante, production par le croisement d'espèces aussi stables que celles qui résultent de la variabilité, réapparition de caractères non manifestés, dissémination par le pollen... autant de notions neuves et que rien ne faisait prévoir avant l'introduction de la méthode expérimentale dans la science de l'évolution. Celle-ci, d'abord purement spéculative avec Lamarck, appuyée ensuite sur l'observation par Darwin, marche maintenant d'un pas résolu et tranquille dans la voie de l'expérimentation. Depuis qu'elle a atteint cette phase définitive, vers laquelle toute science doit tendre, ses progrès ont été rapides, et les tâtonnements du début ont fait place à une série de faits solidement établis. Parmi ceux-ci, il en est de nouveaux, qui sont venus élargir le cadre des études. Il est temps que la Géobotanique sorte de la phase d'observation et devienne, elle aussi, une science expérimentale; qu'elle pose à la Nature des questions précises, n'admettant qu'une seule réponse, sans équivoque ni ambiguïté. Espérons que souvent la réponse dépassera la question, amorçant ainsi de nouvelles voies pour l'esprit de recherche.

Recherches sur la composition et la structure de quelques Algues officinales (1)

par ADRIENNE SEGERS-LAUREYS.

I. — PHÉOPHYCÉES OU ALGUES BRUNES.

Les Phéophycées officinales sont des Algues marines; ce sont, parmi les plantes aquatiques, celles dont l'appareil végétatif atteint les plus grandes dimensions.

A. — Fucées ou Cyclosporées.

La plupart des Fucées habitent les mers, mais surtout les mers septentrionales où elles forment avec les Laminariacées la majeure partie des Algues marines. Elles abondent dans l'Atlantique septentrional, depuis le Groenland et la Norwège jusqu'aux Açores et aux Indes occidentales; elles existent sur toute la côte américaine du Pacifique, depuis la Californie jusqu'au Kamschatka.

Les Fucées vivent de préférence à une faible profondeur, aux endroits où le flux et le reflux les immerge et les découvre tour à tour; elles sont adaptées à vivre dans les mers tempérées froides, dans les eaux bien éclairées et très agitées : elles recherchent les rochers balayés par les vagues, exposés au choc des lames et au remous des eaux.

a. — FUCUS VESICULOSUS.

Caractères histologiques. - L'appareil végétatif est constitué par trois espèces de cellules distinctes : des cellules assimilatrices, des cellules-réservoirs, des cellules conductrices.

1. La couche de *cellules assimilatrices* est à la périphérie; elle est formée de cellules petites et serrées, riches en plastides brunes; elles sont recouvertes extérieurement d'une mince cuticule mucilagineuse. Une coupe transversale nous les montre disposées en une seule assise, et allongées dans le sens radial. Une coupe tangentielle à la surface de l'Algue prend l'aspect d'une mosaïque régulière (fig. 1). Ces cellules, étroitement contiguës, se divisent suivant deux plans perpendiculaires

---

(1) Ce travail a été primé au concours de l'Enseignement supérieur en 1912. (Groupe des Sciences pharmaceutiques). Il avait été envoyé en réponse à la question : *On demande de nouvelles recherches sur la composition et la structure de quelques Algues officinales.*

entre eux et à la surface de la plante; chaque cellule mère donne ainsi quatre cellules-filles qui se cloisonnent à leur tour suivant le même dispositif, de façon à donner un accroissement en surface.

2. Les *cellules-réservoirs*, plus grandes, plus arrondies et moins serrées que les précédentes, forment plusieurs assises de cellules gorgées de réserves nutritives; leur richesse en chromophylle va en diminuant de l'extérieur vers l'intérieur, où l'on n'en voit plus. La couche externe des cellules-réservoirs est accolée aux cellules assimilatrices; les assises internes se modifient insensiblement jusqu'à se confondre avec les cellules conductrices, sans ligne de démarcation bien nette.

Les coupes transversale et longitudinale tangentielle nous montrent les cellules-réservoirs sensiblement sous le même aspect : grandes, un peu allongées dans le sens tangentiel; leur protoplasme est abondant et très riche en granulations.

3. Les *cellules conductrices*, réunies à la couche précédente par des anastomoses transversales nombreuses, semblent étirées dans le sens de la longueur de la plante. Elles forment un réseau enchevêtré de canaux cloisonnés, à diamètre transversal très petit, ramifiés et anastomosés en tous sens. Les espaces intercellulaires y vont décroissant de l'extérieur vers l'intérieur; au centre de la coupe longitudinale, on aperçoit ces canaux groupés en une trainée compacte, resserrés, courant parallèlement, et correspondant à la ligne saillante médiane aperçue dans les rameaux de la fronde. La coupe transversale nous montre ces cellules conductrices sous l'aspect de petits cercles isolés, disséminés dans le centre du corps de la plante; leurs parois sont épaissies, gélifiées, leur protoplasme est abondant et granulé. Les espaces intercellulaires sont parcourus par des trainées de mucilage.

Les vésicules de flottaison naissent de l'écartement des éléments du tissu central; elles sont d'origine schizogène, il n'y a donc pas de structure secondaire à constater sur la partie interne de ces vésicules aérifères.

Dans le stipe, on observe la même succession de trois couches de cellules. L'assise de cellules assimilatrices est identique sur toute la surface de la plante, mais les cellules-réservoirs forment dans le stipe une couche deux à trois fois plus épaisse que dans la fronde (fig. 2); elles y sont disposées en files régulières courant dans le sens radial, de l'extérieur vers le centre du stipe. Les cellules conductrices sont serrées, à parois fortement épaissies (fig. 3); leur disposition et leur structure en font des éléments mécaniques de résistance.

La base du stipe élargie en plateau, montre la même adaptation à remplir des fonctions de résistance aux forces extérieures qui tenteraient à arracher la plante de son support.

Action de divers réactifs et matières colorantes sur les coupes faites dans le *Fucus vesiculosus,* la plante ayant été fixée par l'alcool à 95° bouillant et additionné d'un peu de CO_3Ca pur.

La *solution d'iodure de potassium ioduré* donne une coloration jaune uniforme dans toute la préparation ; nulle part il n'apparaît de points bleus; il n'y a donc pas d'amidon.

La *diméthyl-paraphénylène-diamine* colore le contenu cellulaire en rouge.

La *coralline 0.30/1 CO_3Na* 2 °/₀ colore en rouge le contenu cellulaire.

Le *vert brillant* colore en vert le contenu cellulaire.

L'action prolongée d'une solution diluée de *benzoazurine* colore le contenu cellulaire en bleu.

Le *vert à l'acide* G. G. (de Bayer), colore le contenu cellulaire en vert; son action est lente et plutôt faible.

Par le *bleu d'aniline acétique*, le contenu cellulaire est coloré en bleu.

La solution du *vert acide* à 1 °/₀ colore en vert le contenu cellulaire.

Le *vert d'iode* colore la paroi cellulaire seule en vert.

Le *bleu de naphtylène* colore la paroi cellulaire seule en mauve violacé.

Le *bleu de méthylène* colore en violet les parois et le contenu cellulaires.

L'action prolongée du *vert de méthyle* donne une coloration vert-sombre dans tous les tissus et le mucilage est teinté de vert pâle, violacé par endroits.

La *solution de safranine* à 1 °/₀ colore les tissus en grenat vif et le mucilage en jaune, mais les teintes se fondent l'une dans l'autre sans opposition bien tranchée.

En faisant agir, 1° le *vert brillant*, 2° la *solution de safranine*, on obtient une coloration grenat vif des membranes cellulaires, le contenu est vert et le mucilage jaune.

Le *rouge neutre* colore la paroi cellulaire en orangé ; le mucilage prend la même teinte, plus atténuée.

En traitant une coupe successivement par: 1° une solution alcoolique de potasse saturée, 2° la solution de bleu solide de Cassella, 3° la solution de safranine, on obtient des parois cellulaires rouges, un contenu violet bleuâtre, un mucilage jaune.

Si l'on remplace le 3° par la solution de violet de gentiane on a : les parois rouges, le contenu bleu-vert, le mucilage violet.

Le *carminate ammonique* ne donne aucune coloration.

Le *rouge de ruthénium* colore le mucilage en rouge ; si l'on fait ensuite agir le vert d'iode, on obtient le contraste du vert dans les parois cellulaires.

L'Algue ayant été fixée dans une solution d'alun de chrome à 1 % dans de l'eau de mer artificielle (3 % ClNa — 0.30 % Cl_2Mg, 0.20 % SO_4Ca — 0.20 % SO_4Mg), une coupe traitée par le ***violet de gentiane*** a les parois cellulaires colorées en violet.

En faisant agir, 1° le violet de méthyle, 2° le vert brillant, on colore les parois cellulaires en vert, le contenu cellulaire en violet, le mucilage en rouge violacé.

Composition chimique. — L'Algue séchée à l'air, puis incinérée à la température du rouge très sombre, donne 22, 28 p. c. de *cendres* dont 11.35 se dissolvent dans l'eau en donnant une solution alcaline.

Dosage du chlore dans les cendres. Traiter une quantité *p* de cendres par l'eau et ajouter NO_3H jusqu'à acidité. Filtrer. Laver. Ajouter de l'eau jusqu'au volume de 100 cc. Titrer sur 10 cc. de cette solution. Ajouter un léger excès de CO_3Ca et deux gouttes de la solution de chromate potassique. Titrer par le $NO_3Ag \frac{n}{10}$.

Les cendres de 100 gr. de *Fucus vesiculosus* renferment 7.6 de chlore exprimé en ClNa.

Dosage de SO_3 dans les cendres. Prélever 50 cc. sur les 100 cc. de la solution préparée pour le dosage du Cl. Titrer par la méthode habituelle en ajoutant un excès de Cl_2Ba et en pesant le SO_4Ba précipité.

La partie des cendres insoluble dans l'eau renferme du fer, du manganèse, de l'acide phosphorique.

Recherche du fer. Traiter les cendres par NO_3H pur ; diluer, filtrer, ajouter HCl, chauffer jusqu'à disparition des dernières vapeurs nitreuses ; refroidir, ajouter du sulfocyanure d'ammonium, le fer donne la coloration rouge du sulfocyanure ferrique.

Recherche du manganèse. Incinérer l'Algue avec CO_3Na_2 et No_3K, chauffer au feu nu dans une capsule de platine : le manganèse donne une coloration verte dans la masse fondue refroidie.

La partie des cendres soluble dans l'eau renferme des chlorures, sulfates, phosphates, du fer, du sodium, du potassium, des traces d'iode : 0,0036 pour 100 gr. d'Algue.

Dosage de l'azote organique. Par le procédé Kjeldahl, sur 1 gr. d'Algue séchée à l'étuve à 100°; le *Fucus* contient 2.1 % d'azote organique, soit 13.125 % de substances organiques azotées.

Dosage de l'iode total dans l'Algue. — Par le procédé de Baumann modifié comme suit : 0.50 gr. d'Algue sèche sont additionnés de une partie de CO_3Na_2 sec et pur, et de deux parties de NO_3K pur. Chauffer avec précaution à feu nu, dans une capsule en platine, en évitant les projections. Tout l'iode est ainsi fixé à l'état d'iodure de sodium stable. Reprendre les cendres par l'eau. Acidifier par NO_3H

concentré ; les vapeurs nitreuses libèrent l'iode. Agiter avec 3 cc. de chloroforme ; l'iode passe dans le chloroforme et cette solution est dosée colorimétriquement.

Échelle de comparaison : on prépare une solution-type d'iodure de potassium telle que 10 cc. correspondent à 1 milligr. d'iode, et une autre solution dont 10 cc. correspondent à 1/10 de milligr. d'iode.

166.12 de KI correspondent à 126.97 d'iode, donc :

1 gr. d'iode correspond à $\frac{166.12}{126.97} = 1{,}308$ gr. de KI.

On dissout donc 1,308 gr. de KI dans de l'eau jusqu'au volume de 1000 cc.

10 cc. de cette solution correspondent à 0.01 gr. d'iode.

Prélever 10 cc. de cette solution, diluer à 100 cc ; 10 cc. correspondent à 0.001 gr. d'iode.

Prélever 10 cc., amener à 100 cc.; 10 cc. correspondent à 0,0001 gr. d'iode.

On prend 10 cc. de cette dernière solution-type, on ajoute 2 gouttes de SO_4H_2 dilué et 3 gouttes d'une solution de nitrite de soude à 1 °/o; on agite avec 3 cc. de chloroforme en évitant de former une émulsion, la couche chloroformique qui se sépare doit être claire, sa coloration est rose pâle.

On recommence l'opération en partant de 15 cc., 20 cc., 30 cc., etc. de la solution-type, la différence de teinte est très nette pour un demi-dixième de milligramme d'iode.

La limite de sensibilité de cette méthode est de 5/100 de mill. d'iode, cette quantité colore encore en rose pâle 3 cc. de chloroforme, ce sera donc le premier terme de comparaison de l'échelle colorimétrique.

La coloration de ces solutions chloroformiques pâlit au bout de quelques jours, il y a donc avantage à dresser une échelle au moyen de solutions de fuchsine que l'on amènera aux teintes voulues par comparaison avec les solutions chloroformiques titrées et fraîchement préparées.

Comme cette méthode est très sensible, il est indispensable de toujours vérifier la pureté des réactifs employés au point de vue de l'iode ; tout dosage sera précédé d'un essai à blanc.

Les 0.50 gr. de *Fucus vesiculosus* donnent par cette méthode une solution chloroformique dont la teinte rose correspond à 1/20 de mill. d'iode ; 100 gr. de cette Algue renferment donc 0.01 gr. d'iode.

Analyse médiate.

Méthode. L'Algue séchée à l'air et finement pulvérisée, puis mélangée avec une partie de sable lavé, est épuisée au Soxhlet, successivement par l'éther de pétrole, l'éther sulfurique, l'alcool absolu ; on l'épuise ensuite par l'eau.

Évaporer les dissolvants et examiner les extraits.

Extrait à l'éther de pétrole (sur 10 gr.). Le *Fucus* donne 2.4 °/₀ d'extrait à l'éther de pétrole. Cet extrait à une odeur essentielle très prononcée ; il renferme une forte proportion de chlorophylle.

L'extrait épuisé par l'eau tiède donne une solution qui rougit le tournesol. Cette solution traitée par NO_3Ag donne un précipité blanc qui ne se dissoat pas dans l'ammoniaque ; l'addition de sous-acétate de plomb provoque aussi une précipitation blanche dans la liqueur. Les quantités de substances ainsi recueillies étaient trop minimes pour en essayer l'identification.

Une solution de MnO_4K correspondant environ à l'acide oxalique $\frac{n}{10}$, et SO_4H_2 additionnés à la solution aqueuse y décèlent une action réductrice énergique; la coloration du permanganate disparait, il y a précipitation ; en même temps, l'odeur change : la réduction semble donc être due à une essence.

La partie de l'extrait insoluble dans l'eau est redissoute dans l'éther de pétrole. Évaporer le dissolvant. Saponifier le corps gras à l'aide d'une solution alcoolique faible de soude. Évaporer au bain-marie. Reprendre par un peu d'eau chaude. Filtrer. Le filtrat est additionné de quelques gouttes de HCl concentré, jusqu'à acidité.

Laisser reposer : l'acide gras surnage. On peut l'isoler en agitant le liquide avec de l'éther sulfurique et en séparant la couche éthérée; l'évaporation de l'éther laisse un faible résidu d'acide gras. Il faudrait épuiser de plus grandes quantités de *Fucus vesiculosus* pour rechercher les réactions et les propriétés de cet acide gras.

L'odeur essentielle prononcée que dégage l'extrait à l'éther de pétrole devait nous amener à rechercher l'essence en opérant sur une plus grande quantité d'Algue :

200 gr. de *Fucus*, distillés dans la vapeur d'eau, donnent un distillat à réaction acide. Il se sépare du liquide qui distille un corps blanc solide qui surnage d'abord, puis, après un jour ou deux, se dépose au fond du ballon.

L'odeur du distillat est forte, pénétrante, particulière, peu agréable, mais essentielle.

Le distillat est épuisé par l'éther sulfurique dans une boule à décantation ; l'éther séparé et évaporé spontanément à l'air donne un résidu blanc amorphe, à odeur aromatique très prononcée; son point de fusion est de + 32° C.

L'étude détaillée de l'essence exigerait l'épuisement d'une grande masse de *Fucus vesiculosus.*

Extrait à l'éther sulfurique (rectifié sur sodium). — On obtient, par évaporation du dissolvant, un extrait peu abondant : 0,75 gramme pour 100 grammes d'Algue. Cet extrait épuisé par l'eau donne une solution à réaction acide. Cette solution, traitée par une goutte de chlorure ferrique, ne donne aucune coloration; il n'y a donc pas de composé phénolique en présence.

L'extrait se compose en majeure partie de chlorophylle.

Extrait à l'alcool absolu. — On obtient pour 100 gr. d'Algue 5,34 gr. d'extrait. L'eau en dissout 1,89 gr. et 3,45 gr. restent insolubles. La solution aqueuse rougit le tournesol; évaporée au bain de vapeur, puis à l'exsiccateur, elle abandonne des cristaux cubiques, des cristaux prismatiques, des cristaux en feuilles de fougères, visibles au microscope binoculaire.

Essai : dissoudre quelques cristaux dans 3 ou 4 gouttes d'eau, ajouter une goutte de $NO_3\,Ag\ \frac{n}{100}$: il se forme un précipité blanc soluble dans NH_3, donc présence de chlorure. Les cristaux donnent la flamme jaune du sodium.

La solution aqueuse des cristaux, essayée à la liqueur de Fehling, donne une faible réduction.

Recherche des alcaloïdes : la solution acidulée par SO_4H_2 dilué et traité par l'iodure de potassium ioduré, ne produit pas de précipitation; il n'y a donc pas d'alcaloïde en présence.

Recherche des iodures : la solution acidulée par SO_4H_2 dilué et additionnée de 2 gouttes de la solution de NO_2Na à 1 %, puis agitée avec 1 cc. de chloroforme, ne donne aucune coloration, donc absence d'iodures.

La solution traitée par le $FeCl_3$ ne donne pas de coloration : absence de tanin.

La partie de l'extrait qui ne se dissout pas dans l'eau ne renferme pas non plus d'iodures; le chlorure ferrique n'y donne pas de coloration; on n'y décèle ni SO_3 ni P_2O_5.

Extrait aqueux. — L'épuisement du *Fucus vesiculosus* par l'eau fournit une solution riche en mucilage. On additionne cette solution d'alcool fort de façon à obtenir un mélange titrant environ 70 % d'alcool : le mucilage se sépare. On filtre alors sur le vide; on essaie le filtrat en l'additionnant encore d'alcool : il ne doit plus se produire de précipitation.

Le mucilage recueilli sur le filtre est séché à l'étuve à 100°. On obtient ainsi pour 100 gr. d'Algue sèche (environ) 8,50 gr. de mucilage sec. L'eau alcalinisée par la soude peut encore dissoudre 1,80 °/o de mucilage; ce qui nous donne un total d'environ 10,30 °/o de mucilage.

Le mucilage extrait par l'eau se redissout complètement dans l'eau tiède après dessication, celui extrait par la solution de soude ne se redissout plus dans l'eau après dessication. Le mucilage extrait par l'eau, séché et incinéré donne 17,54 °/o de cendres; celles-ci sont formées de chlorures, de sulfates, de phosphates, de sodium, retenus dans le mucilage par absorption.

L'extrait aqueux additionné d'alcool a fourni d'une part le mucilage, d'autre part une solution séparée par filtration. Cette solution, évaporée à sec, donne un mélange de cristaux cubiques et prismatiques, qui, redissous dans l'eau, donnent les réactions de H Cl et de SO_3; les cristaux cubiques sont donc des chlorures, les cristaux prismatiques des sulfates. La solution de l'extrait aqueux réduit la liqueur de Fehling et dévie très légèrement à gauche le plan de la lumière polarisée : présence d'un hydrate de carbone.

Recherche d'une oxydase dans le mucilage (voir A. Gérard). — Le mucilage précipité de l'extrait aqueux par l'alcool, recueilli par filtration et séché à la température ordinaire, est redissous dans l'eau. Cette solution additionnée de teinture de gaïac fraiche, ne tarde pas à prendre une coloration bleue. Ce mucilage renferme donc une oxydase.

Sous quel état l'iode se trouve-t-il combiné dans le Fucus vesiculosus ?

Les propriétés thérapeutiques du *Fucus vesiculosus* ont été attribuées jusqu'à présent au principe iodé qu'il renferme, bien que la proportion d'iode y soit très faible : 0.01 °/o (dosage par colorimétrie). On l'a employé contre le goitre, les affections scrofuleuses, et aujourd'hui surtout pour combattre l'obésité. L'action de cet Algue a été comparée à celle de la glande thyroïde, dont le principe actif, la thyroïdine titre 0.03 °/o d'iode; l'on a supposé que l'iode se trouve dans le *Fucus vesiculosus* enchaîné dans une grosse molécule organique, comme dans l'iodothyrine.

Les essais qualitatifs de l'Algue au point de vue du corps iodé qu'elle renferme doivent porter sur une grande masse de substance; la faible proportion d'iode en présence d'une part, les pertes inévitables subies pendant la purification d'autre part, doivent rendre suspects et toujours incertains les résultats des recherches opérées sur quelques grammes de matière.

Méthode appliquée : 7 kilogrammes du *Fucus vesiculosus* sec finement pulvérisé ont été dialysés dans une série d'appareils distincts disposés comme suit :

Une membrane de collodion est coulée dans une cloche de verre, dont on la détache, puis on la fixe au support ouvert à sa partie supérieure. On introduit 150 grammes d'Algue pulvérisée dans le sac de collodion, on y ajoute de l'eau et on plonge le tout dans le cylindre renfermant de l'eau distillée. On ferme l'orifice au moyen d'un tampon d'ouate serré.

L'eau employée est additionnée de 1/2 p. 1000 de formol, afin d'éviter la moisissure, ou plutôt de la retarder.

Les liqueurs dialysées réunies sont évaporées au bain-marie jusqu'à siccité. L'extrait ainsi obtenu est séché complètement à l'exsiccateur, puis épuisé à l'alcool absolu.

L'évaporation de l'alcool fournit des cristaux cubiques en trémies mêlés à une matière colorante brune amorphe dont il est difficile de les séparer; la méthode à suivre est celle-ci : chauffer le tout avec précaution jusqu'à charbonnement, reprendre par l'eau chaude et filtrer. (Lorsqu'on reprend le charbon par l'alcool absolu, le composé iodé est retenu par la masse charbonneuse.)

Les cristaux obtenus sont formés d'un mélange de chlorure et d'iodure.

L'iode en est libéré par NO_2Na et SO_4H_2 dilué; NO_3Ag donne un précipité jaune insoluble dans l'ammoniaque.

Quelques cristaux dissous dans une goutte d'eau et traités par une solution concentrée d'acide tartrique, donnent un précipité cristallin lourd de tartrate acide de K. On opère dans un verre de montre sous le microscope binoculaire. Le K est également décelable au spectroscope.

C'est donc de l'iodure de K (fig. 11) que l'alcool a dissous.

L'évaporation de l'alcool fournit également des cristaux de mannite, (fig. 12) moins solubles que IK et qui se séparent donc en premier lieu. Ce sont des cristaux prismatiques qui, chauffés sur une lame de platine, fondent facilement, puis charbonnent en répandant une odeur de sucre brûlé, et enfin brûlent et se volatilisent sans laisser de résidu. Leur point de fusion est de 153°; quelques impuretés abaissent leur point de fusion qui, pour la mannite pure, est de 161°.

Le résidu de l'épuisement par l'alcool de la matière dialysée ne renferme plus d'iode : on l'y recherche par incinération en présence de CO_3Na_2 et de NO_3K, — les cendres sont reprises par l'eau, — on filtre; le liquide acidifié par SO_4H_2 et agité avec du chloroforme ne donne aucune teinte dans ce dissolvant. Donc tout l'iode dialysé était de l'iodure de potassium.

Restait à voir s'il n'y avait pas dans l'Algue une partie d'iode non dialysable.

Dialyse quantitative. — Sur 10 grammes de *Fucus vesiculosus* : le liquide dialysé renferme tout l'iode contenu dans l'Algue; le dosage se fait par colorimétrie sans incinération préalable.

Tout l'iode dialyse; tout l'iode de l'Algue est isolé de sa combinaison par NO_2Na en milieu acide.

Conclusion : dans le *Fucus vesiculosus*, comme dans les Algues voisines, l'iode se trouve combiné uniquement à l'état d'iodure de de potassium.

Recherche du brome. (voir Morel). — Principe : calciner l'Algue avec CO_3Na_2 et NO_3K pour transformer les halogènes en sels haloïdes dans lesquels l'acide sulfurique et le nitrite déplaceront l'iode sans agir sur le brome. Enlever l'iode par le chloroforme. La solution aqueuse débarrassée d'iode est additionnée de quelques cent. cubes d'acide chromique à 10 °/o, et de 3 à 4 cc. de SO_4H_2 dilué de son volume d'eau.

Boucher. Chauffer au bain de vapeur. Refroidir. Agiter avec du chloroforme : le brome s'y dissout et le colore en brun.

Dosage : laver la solution chloroformique à l'eau tant que celle-ci ne soit plus acide. Mettre en contact la solution chloroformique et une solution de IK ; Br déplace I. Titrer l'iode libéré par l'hyposulfite de soude ; calculer la quantité de brome qui y correspond.

Cette méthode n'a pas décelé la présence de brome dans le *Fucus vesiculosus*.

Composition de l'eau de mer (v. Schimper). — Pour l'Océan Atlantique : richesse en sels minéraux : 3.84 °/o.

$ClNa$ . . .	2.95 °/o
Cl_2Mg . . .	0.31 »
ClK	0.12 »
SO_4Ca . . .	0.19 »
SO_4Mg . . .	0.21 »
Iode	environ 0,000001 °/o (v. Chodat, p. 21).

Les dosages effectués sur l'Algue nous montrent que la plante choisit dans le milieu qui l'environne divers éléments qu'elle fixe dans des proportions variables pour chacun d'eux : les différents éléments chimiques ne se retrouvent pas dans la plante en même proportion relative que dans l'eau ambiante. Ainsi, les eaux de la Mer du Nord où vivait l'Algue qui a servi à ces recherches, renferment 0.029 °/o de brome (Dictionnaire de Chimie, de Würtz) et seulement 0,000001 °/o d'iode ; dans l'Algue, ce rapport est renversé, la fixation d'iode étant plus forte que la fixation de brome. La plante opère donc un choix quantitatif.

Usages du Fucus vesiculosus. — Il s'emploie contre le goître, l'obésité, les affections scrofuleuses. On le prend sous forme de poudre (1 gr. par jour et plus) ou sous forme d'infusion.

On en trouve dans le commerce un extrait aqueux, un extrait hydro-alcoolique préparé à l'alcool à 60°, un extrait fluide à l'alcool à 60°, et une teinture préparée à 1 : 5 à l'alcool à 60°

b. — FUCUS SERRATUS

Les caractères histologiques sont semblables à ceux du *Fucus vesiculosus*, à part l'absence des vésicules de flottaison.

L'action des matières colorantes est la même que sur les tissus du *Fucus vesiculosus*.

Composition chimique. — Même méthode que pour l'Algue précédente : épuiser au Soxhlet 10 gr. de *Fucus serratus* séché et pulvérisé mélangé à 10 gr. de sable lavé.

Extrait à l'éther de pétrole. — Poids de l'extrait : 1.80 gr. pour 100 gr. d'Algue. Il a une odeur de varech assez prononcée, mais pas d'odeur aromatique essentielle comme le même extrait du *Fucus vesiculosus*.

Cet extrait épuisé par l'eau donne une solution neutre. La solution aqueuse traitée par le nitrate d'argent se colore en jaune pâle ; l'addition d'ammoniaque n'y modifie rien.

La solution traitée par le sous-acétate de plomb donne un trouble léger, jaunâtre. Les quantités sur lesquelles on opère dans ces conditions d'expérience sont trop faibles pour multiplier les essais.

La solution de MnO_4K et SO_4H_2 donne une réduction énergique, en même temps l'odeur caractéristique de l'extrait disparaît, la réduction semble donc due à une essence.

La solution aqueuse traitée par la liqueur de Fehling ne donne pas de réduction ; l'odeur de varech persiste.

La partie de l'extrait non soluble dans l'eau renferme un corps gras : portée sur du papier, elle y laisse une tache de graisse qui persiste lorsqu'on chauffe légèrement.

La saponification et les autres essais devraient porter sur de plus grandes quantités de matières.

Extrait à l'éther sulfurique. — On obtient 0.69 gr. d'extrait pour 100 gr. d'Algue. Il est formé surtout de chlorophylle.

Épuisé par l'eau, il donne une solution à réaction acide et qui, traitée par $FeCl_3$, ne donne pas de précipité ni de coloration.

Extrait alcoolique. — Poids de l'extrait : 3.46 gr. pour 100 gr. d'Algue sèche. Épuisé par l'eau, il donne une solution acide qui réduit la liqueur de Fehling. Cette solution éclaircie par filtration sur du phosphate tricalcique, et observée au saccharimètre, ne donne pas de déviation. Le liquide acidifié par HCl et porté à l'ébullition durant une dizaine de minutes, puis observé à nouveau au saccharimètre, ne dévie pas le plan de la lumière polarisée. Il n'y a donc pas de sucre en présence.

Extrait aqueux. — L'eau enlève à l'Algue 7.43 °/₀ de mucilage ; l'eau alcaline dissout encore 1.85 °/₀ de mucilage, soit un total de 9.28 °/₀. Les caractères de solubilité dans l'eau de ces deux mucilages après leur dessication à 100° C., sont les mêmes que ceux du *Fucus vesiculosus.*

Le mucilage soluble dans l'eau retient des sels minéraux que des lavages répétés ne lui enlèvent pas : les cendres de ce mucilage contiennent Mn, Fe, Na, HCl, SO_3, P_2O_5.

Le mucilage du *Fucus serratus* renferme une oxydase décelable par la teinture de gaïac.

L'extrait aqueux de l'Algue renferme Na, K, HCl ; il ne contient pas de sulfates ni de phosphates.

Les cendres du *Fucus serratus* donnent les réactions de : Mn, Fe, HCl, SO_3, P_2O_5.

Dosage de l'iode total. — Par incinération et colorimétrie comme pour le *Fucus vesiculosus.*

Le *Fucus serratus* renferme 0.05 °/₀ d'iode.

Sous quel état l'iode se trouve-t-il combiné dans Fucus serratus ?

La combinaison iodée essayée a été retirée de l'alcool qui avait servi à fixer l'Algue : la plante vivante à été portée dans l'alcool 92° bouillant et additionné de CO_3Ca : dans ces conditions la combinaison iodée est passée en partie dans l'alcool. Cet alcool, évaporé, laisse un résidu abondant qui, épuisé par l'alcool absolu, lui cède la combinaison iodée.

L'alcool absolu évaporé, donne un résidu cristallin qui, repris par l'eau, traité ensuite par SO_4H_2 et le nitrite, et agité dans le chloroforme, donne immédiatement la coloration rouge de l'iode.

La solution aqueuse traitée par l'acide tartrique donne un précipité cristallin de tartrate acide de potassium ; cet essai se fait sur un verre de montre au microscope binoculaire.

La combinaison iodée est donc la même que dans le *Fucus vesiculosus :* l'iode se trouve à l'état d'iodure de potassium.

Dosage de l'azote organique : 2,478 °/oo, soit 15,48 °/o de substance organique azotée.

Recherche du brome. — La méthode qui a été indiquée précédemment n'a pas décelé de brome dans le *Fucus serratus.*

Usages. — Le *Fucus serratus* constitue une forte proportion des varechs qui servent à l'extraction de la soude et de la potasse, et des eaux-mères desquels on retire ensuite l'iode. Toutefois, les plantes de choix pour la préparation de l'iode sont les Laminaires.

B. — LAMINARIACÉES

Les Laminaires vivent dans les mers septentrionales; on les rencontre au N.-O. de la Finlande, sur les côtes de Norvège, au Danemark, dans la mer du Nord, sur les côtes de l'Allemagne, au nord de la France, en Angleterre, en Irlande, en Écosse, au Spitzberg, au Groenland.

Les Laminaires utilisées en thérapeutique sont : le *Laminaria saccharina* et le *Laminaria flexicaulis;* ils présentent tous deux les mêmes caractères histologiques.

Histologie. — L'appareil végétatif est constitué par :

1° Une couche externe de *cellules assimilatrices*, petites, régulières, serrées, formant une seule assise de cellules; elles sont recouvertes extérieurement d'une cuticule mince, mucilagineuse. Ces cellules renferment des chromatophores bruns; la matière colorante diffuse dans l'eau quand la plante est morte, les chromatophores apparaissent alors teintés de vert (fig. 7).

2° Une couche de *cellules-réservoirs*, grandes, à contenu cellulaire abondant et granuleux. Elles sont disposées en plusieurs assises, leurs parois sont plus ou moins gélifiées (fig. 7). Dans le stipe cette couche est très développée; ses cellules disposées en zones concentriques lui donnent, en coupe transversale, l'aspect des couches annuelles d'un tronc de Conifère (fig. 6).

La coupe transversale du thalle des Laminaires présente, dans l'épaisseur de la couche de cellules-réservoirs, des cavités arrondies, plus grandes que les cellules avoisinantes; elles paraissent vides et vont s'amincissant vers la couche externe épidermique : ce sont des canaux mucifères vus en coupe transversale (fig. 9). Observés sous un plus fort grossissement, ils apparaissent avec leurs glandes sécrétrices groupées en chapelets, accolées aux parois des canaux, chaque petite glande porte en son centre un point très réfringent (fig. 10).

Une coupe tangentielle intéressant ces canaux nous les montre anastomosés en un réseau continu s'étendant sur toute la surface du thalle (fig. 8); ils se colorent en rouge sous l'action du rouge de ruthénium.

Méthodes de coloration. Faire une coupe tangentielle à la surface de l'Algue de façon à obtenir une préparation intéressant à la fois les cellules épidermiques et les canaux mucifères. Déjà, sans l'action d'aucun réactif, le réseau des canaux est visible au microscope : il apparait plus pâle, sous la couche brune des cellules épidermiques. On plonge la coupe dans une solution alcoolique saturée de potasse; on lave; on la traite par la solution de rouge de ruthénium (voir plus loin); on lave, puis on fait agir le vert brillant; on lave; la coupe est ensuite traitée par une solution aqueuse de sulfate de cuivre à 1 $^{\circ}/_{0}$; on la déshydrate alors en la traitant successivement par la série des alcools; puis par l'eugénol; on la conserve dans le baume.

Les canaux mucifères sont alors colorés en rouge, tandis que les cellules assimilatrices sont vertes.

Le rouge de ruthénium est le meilleur colorant du mucilage (voir L. Mangin). C'est l'oxychlorure ammoniacal de ruthénium soluble dans l'eau, dans Cl_2Ca concentré, et dans les solutions d'alun; insoluble dans la glycérine, dans l'alcool, dans l'essence de girofle. La lumière, sans action sur le composé sec, le réduit assez rapidement en présence de l'humidité ; sa solution se décompose au bout de quelques semaines, même lorsqu'on la conserve dans des flacons bruns et dans un endroit sombre ; la coloration des canaux, obtenue suivant le procédé indiqué, disparait après un an environ.

Ce sel de ruthénium entre dans le groupe des colorants basiques caractérisés par leur inertie vis-à-vis de la cellulose et de la callose et par leur affinité variable pour les composés pectiques. Le rouge de ruthénium se fixe énergiquement sur les gommes et les mucilages.

3° Il nous reste à considérer les cellules qui constituent le tissu central, conducteur, de la plante. Les coupes transversale et longitudinale tangentielle nous montrent ce tissu sous l'aspect d'un enchevêtrement de cellules longues et étroites formant des canaux pluricellulaires que séparent des traînées de mucilage. Certaines d'entre ces cellules présentent des caractères particuliers : leur diamètre transversal, fort étroit dans le milieu de la cellule, s'élargit démésurément aux extrémités, où les parois transversales sont grandes, épaissies en un cal et percées de pores permettant les communications protoplasmiques entre les cellules contiguës.

Ces « hyphes » doivent être considérés comme constituant un système conducteur particulier ; ils établissent entre les différentes parties du thalle des communications directes ; si l'apport de nourriture devient nécessaire en un point quelconque de la plante, il peut s'effectuer facilement et par le chemin le plus court suivant les hyphes longitudinaux ou transversaux.

Formation d'anastomoses transversales dans le tissu central (voir Killian). — Les parois longitudinales des cellules centrales montrent d'abord, de distance en distance, de petites papilles qui naissent d'ordinaire au point d'intersection de deux cellules contiguës. Une cloison oblique s'y forme et isole la petite protubérance qui constitue dès lors une cellule munie de son protoplasme et d'un noyau. Si deux cellules semblables naissent sur deux canaux collatéraux, il peut se faire qu'elles se trouvent l'une vis-à-vis de l'autre, et qu'en se développant elles se rencontrent. Dès lors, leurs parties qui se touchent se résorbent, les contenus cellulaires confluent, mais les noyaux ne se fusionnent pas.

Le processus ressemble à une copulation, mais les noyaux gardent toujours leur individualité.

Un cloisonnement nouveau sépare ensuite les deux noyaux, de nouvelles parois transversales naissent et amènent la formation de canaux transversaux qui s'allongent à mesure que les cellules longitudinales s'écartent dans le tissu central ; ils sont par conséquent plus longs dans le thalle que dans le stipe.

Par suite de modifications ultérieures, résultant de la croissance du thalle en surface, des anastomoses de ce genre peuvent se former dans le sens longitudinal, des cellules qui étaient primitivement longitudinales parcourent aussi le thalle dans le sens transversal. De là, l'aspect enchevêtré des diverses sortes de cellules dans une coupe du thalle.

Formation des hyphes (v. Killian). — La formation d'un hyphe débute par l'apparition d'une petite protubérance sur la paroi longitudinale d'une cellule du tissu central, de la même façon donc que débute la formation des canaux transversaux. Ici la protubérance croît sans qu'un cloisonnement vienne nécessairement l'isoler en une cellule distincte ; elle se divise, s'allonge et donne ainsi un hyphe.

Ces hyphes apparaissent dans la jeune plante plus tardivement que les canaux transversaux. La protubérance qui donnera un hyphe se développe sans se fusionner avec une autre cellule, c'est ce qui différencie la formation d'un hyphe de celle d'un canal transversal. Les hyphes seuls pourront, en se développant, pénétrer par leur extrémité libre dans les espaces intercellulaires mucilagineux.

Il arrive un moment où la croissance du thalle est telle que la division cellulaire des hyphes n'est plus assez rapide ; leurs éléments s'étirent alors dans le sens longitudinal ; leur diamètre transversal s'amoindrit sensiblement ; les cloisons transversales seules résistent à cet étirement et gardent leurs dimensions primitives ; c'est ce qui donne à ces cellules leur aspect particulier en forme de trompettes.

a. — LAMINARIA SACCHARINA.

Composition chimique. — L'Algue séchée à l'air et pulvérisée renferme 3,44 °/₀ d'eau qu'elle perd lorsqu'on la sèche à l'étuve à 100°.

Cendres. — Le *Laminaria saccharina* donne 25,97 °/₀ de cendres ; l'eau en dissout 20,87 gr. et 5,10 gr. restent insolubles.

La solution aqueuse ne renferme pas de phosphate ; la partie des cendres insoluble dans l'eau renferme du fer, du manganèse, de l'acide phosphorique, pas d'acide sulfurique.

Dosage du chlore dans les cendres : 15,784 °/₀ en ClNa.
» de SO_3 » » » : 1,813 °/₀.

Dosage de N organique : 2,1 °/₀, soit 13,125 °/₀ de substances organiques azotées.

Dosage de l'iode total dans l'Algue par colorimétrie :

Le *Laminaria saccharina* contient 0,12 °/₀ d'iode.

Épuisements au Soxhlet :

Extrait à l'éther de pétrole. — Poids de l'extrait : 0,09 °/₀. L'évaporation du dissolvant laisse comme résidu une graisse molle dont le point de fusion est de 40° 5 C.

Extrait à l'éther sulfurique. — On obtient 0,145 gr. d'extrait pour 100 gr. d'Algue sèche. Cet extrait a une odeur de suif très prononcée ; il est blanc et de consistance molle. Il fond à 38 °C. C'est probablement une cire.

Extrait à l'alcool absolu. — Il pèse 1,07 °/₀. Il est formé en grande partie de chlorophylle ; vu au microscope binoculaire, il montre des cristaux cubiques en trémies. En épuisant l'extrait par l'eau, on obtient une solution qui traitée, par NO_3Ag, donne un précipité jaune insoluble dans l'ammoniaque : présence d'iodure.

L'addition de SO_4H_2 dilué et de nitrite libère l'iode de la solution, le chloroforme y dissout l'iode.

Les cristaux isolés de l'extrait donnent les flammes du Na et du K ; au spectroscope on obtient également les raies du Na et du K.

La solution aqueuse de l'extrait donne par évaporation des cristaux en aiguilles, qui semblent être ceux de la mannite, des gouttelettes résineuses et des cristaux cubiques ; ceux-ci sont des cristaux d'iodure de K. L'iode en est isolé par SO_4H_2 et le nitrite, il passe dans le chloroforme qu'on y ajoute ; les cristaux cubiques dissous dans quelques gouttes d'eau et additionnés d'une goutte d'acide tartrique, donnent un précipité cristallin lourd de tartrate acide de potassium. La réaction se fait dans un verre de montre, sous le microscope binoculaire.

Pour séparer la mannite de l'iodure, on a recours à l'alcool absolu froid qui dissout l'iodure seul. L'insoluble représente la mannite encore impure, elle fond à 151° (la mannite pure fond à 161°).

La partie de l'extrait alcoolique qui n'est pas soluble dans l'eau est épuisée par l'éther de pétrole. L'évaporation de l'éther donne un résidu qui, dissous dans le chloroforme, se colore en rouge par l'addition de SO_4H_2 concentré. La quantité de substance est trop faible pour faire encore d'autres essais.

Extrait aqueux. — L'eau distillée dissout 6,3 gr. de mucilage pour 100 gr. d'Algue sèche. L'eau alcalinisée par la soude enlève encore 2,5 °/₀ de mucilage; soit au total 8,8 °/₀ de mucilage. Le mucilage soluble dans l'eau renferme une oxydase : la solution bleuit lorsqu'on l'additionne de teinture de gaïac.

Examen de l'efflorescence blanche qui recouvre l'Algue après sa dessication. — Un fragment du stipe ou de la fronde du *Laminaria saccharina,* observé au microscope binoculaire après sa dessication à l'air libre, se montre recouvert de petits cristaux très abondants groupés en choux-fleurs sur toute la surface de l'Algue. Ces petits cristaux détachés prudemment au moyen d'un petit couteau de platine, et dissous dans l'eau, donnent une solution qui se trouble légèrement par l'addition de NO_3Ag, et aussi par le Cl_2Ba. La masse cristalline ne renferme pas de nitrate : l'acide sulfo-phénique ne donne pas de coloration jaune, même après addition d'ammoniaque. La solution aqueuse évaporée abandonne des cristaux en aiguilles dont le point de fusion s'élève à 155° (mannite impure). Ces cristaux chauffés sur une lame de platine fondent facilement, ils charbonnent en répandant une odeur de sucre brûlé, puis ils se volatilisent sans laisser de résidu.

La mannite pure traitée dans les mêmes conditions donne les mêmes cristaux et les mêmes caractères (mais fond à 161°).

L'efflorescence qui recouvre le *Laminaria saccharina* consiste donc surtout en cristaux de mannite, elle ne contient que des traces de chlorure et de sulfate.

Essai de localisation de l'iodure dans la plante. — L'analyse chimique nous a permis de conclure à la présence d'iodure de potassium dans le *Laminaria saccharina*; voici un essai de localisation de l'iode dans les coupes de la plante : une coupe transversale de la fronde est plongée durant quelques minutes dans une solution hypertonique de $ClNa$ (à 15 °/₀), additionnée de 1 °/₀ de nitrite de soude et de 1 °/₀ de SO_4H_2; on ajoute à ce mélange une partie de la solution d'amidon préparée de la manière suivante :

On triture l'amidon vigoureusement dans un mortier avec du sable lavé; on le reprend par l'eau, il s'y dissout de l'amidon; filtrer. La solution ainsi obtenue est plus sensible que l'empois d'amidon.

La coupe est placée ensuite sur le porte-objet, dans le mélange indiqué; il importe d'opérer toujours en solution hypertonique, sans cette précaution, l'iodure sort des cellules et se dissout rapidement dans le milieu aqueux qui se colore tout entier en bleu par les réactifs ajoutés.

On obtient par ce procédé une coloration brun bleuâtre dans les cellules hypodermiques; la chromophylle gène quelque peu la réaction; la coloration n'est pas uniformément répandue dans toute la cellule, mais elle se localise dans les points de concentration maxima du protoplasme.

L'iode est donc emmagasiné dans les cellules les plus riches en protoplasme.

Ces essais sont plus nets dans le *Laminaria flexicaulis*, beaucoup plus riche en iode que le *Laminaria saccharina*.

b. — LAMINARIA FLEXICAULIS.

Composition chimique. — *Dosage de N organique :* 2.31 °/₀, soit 14.43 °/₀ de substances organiques azotées.

Dosage de l'iode total : 0.80 °/₀ ; par incinération de l'Algue avec CO_3Na_2 et NO_3K et colorimétrie.

L'Algue incinérée seule au rouge sombre, sans carbonate ni nitrate, ne perd pas d'iode ; le dosage colorimétrique donne encore dans ce cas 0.80 °/₀ d'iode.

Dosage des cendres : 27.08 °/₀. L'eau en dissout 21.12, tandis que 5.97 sont insolubles.

Composition des cendres : dosage du chlore : 12.06 °/₀ en ClNa ; dosage de SO_3 : 2.07 °/₀.

L'insoluble des cendres renferme du fer, du manganèse, les acides phosphorique, carbonique, pas de sulfate.

20 gr. de *Laminaria flexicaulis* épuisés au Soxhlet donnent :

Extrait à l'éther de pétrole. — Il pèse 0.28 gr. pour 100 gr. d'Algue sèche. La solution chloroformique de l'extrait, additionnée de SO_4H_2 conc. donne une coloration rouge.

Extrait à l'éther sulfurique. — Son poids est de 0.23 gr. pour 100 gr. d'Algue sèche. En solution chloroformique il donne la même réaction colorée que l'extrait précédent.

Extrait à l'alcool absolu. — Poids : 1.03 °/₀. Vu au microscope binoculaire, il montre des cristaux cubiques abondants qui sont de l'iodure de potassium. La solution aqueuse donne les réactions de l'iodure et du potassium : le NO_3Ag y provoque la formation d'un précipité jaune insoluble dans l'ammoniaque ; l'iode y est libéré par l'acide nitreux ; l'acide tartrique donne un précipité lourd cristallin de tartrate acide de potassium. Tout l'iode de l'Algue est soluble dans l'alcool absolu.

Extrait aqueux. (Sur une autre prise d'essai.)

Mucilage soluble dans l'eau : 10.6 °/₀, mucilage soluble dans l'eau alcaline 7.16 °/₀, soit au total 17.76 °/₀ de mucilage.

Le mucilage soluble dans l'eau contient une oxydase : sa solution bleuit en présence de teinture de gaïac.

Le mucilage englobe des sels minéraux qu'il semble fixer par absorption : des lavages nombreux ne les enlèvent guère.

La solution aqueuse débarrassée du mucilage et évaporée, abandonne des cristaux cubiques et des cristaux prismatiques.

L'acétone dissout les cristaux cubiques ; si l'on évapore le dissolvant, le résidu obtenu étant repris par l'eau, on obtient une solution qui donne par addition de NO_3Ag un précipité jaune insoluble dans NH_3 : présence d'iodure.

L'extrait aqueux débarrassé du mucilage a des propriétés légèrement réductrices : la solution réduit faiblement la liqueur de Fehling. Cette solution, observée au saccharimètre dans un tube de 20 cm., donne une déviation gauche très faible ; l'inversion de la solution n'augmente pas son activité optique. Il n'y a donc pas de sucre en présence.

Le *Laminaria flexicaulis* pulvérisé et épuisé directement par l'acétone donne un extrait pesant 0.72 °/₀ ; son odeur est particulière, essentielle, très prononcée.

L'extrait repris par l'eau est agité dans une boule à décantation avec de l'éther sulfurique.

La couche éthérée, séparée et évaporée, abandonne un résidu amorphe qui renferme la chlorophylle et une essence ; il est complètement soluble dans l'alcool absolu.

La couche aqueuse renferme l'iodure : tout l'iode qui s'y trouve est précipité par le NO_3Ag ; la solution précipitée par NO_3Ag étant filtrée, le filtrat évaporé, puis calciné avec CO_3Na_2 et NO_3K donne des cendres qui ne renferment plus aucune trace d'iode (essai au nitrite et au chloroforme). Il n'y a donc pas de composé organique d'iode en présence.

Recherche d'un composé iodé volatil. — L'extrait aqueux du *Laminaria flexicaulis* débarrassé du mucilage est distillé. On suspend dans le col du ballon à distiller un papier amidonné : il ne bleuit pas pendant la distillation. On ne retrouve pas d'iode dans le distillat.

L'extrait alcoolique de l'Algue donne également un résultat négatif pour cet essai.

Remarque : la substitution du sulfure de carbone au chloroforme pour la recherche de l'iode ne donne pas une coloration plus vive ; la sensibilité est la même pour les deux dissolvants.

Efflorescences du Laminaria flexicaulis. — L'Algue séchée à l'air se recouvre d'une efflorescence blanche cristalline, tant sur le stipe que sur la fronde. Ces cristaux, vus au microscope binoculaire, sont aciculaires. Ils sont solubles dans l'eau ; la solution aqueuse évaporée abandonne des cristaux prismatiques et des cristaux cubiques en trémies. Ces cristaux donnent nettement la flamme du K, et faiblement celle du Na ; chauffés sur la lame de platine, ils crépitent ; ils sont stables au rouge sombre ; à une température plus élevée, une partie charbonne en dégageant une odeur de matière organique brûlée.

La solution aqueuse de l'efflorescence, additionnée d'acide tartrique, donne le précipité cristallin lourd caractéristique de tartrate acide de potassium.

La solution aqueuse précipite également par le NO_3Ag ; le précipité se dissout partiellement dans l'ammoniaque : présence de chlorure et d'iodure.

L'iode peut encore y être décelé par l'action de SO_4H_2 et du NO_2Na, et agitation dans le chloroforme : la teinte rouge de l'iode apparaît immédiatement.

La solution aqueuse acidifiée par HCl donne une légère opalescence par addition de Cl_2Ba : traces de SO_3.

L'acide sulfo-phénique et NH_3 ne donnent pas de coloration jaune : absence de nitrate.

NO_3H et le molybdate ammonique ne donnent pas de coloration : absence de phosphate.

La liqueur de Nessler ne réagit pas: absence de sels ammoniacaux.

Essai sur 0.412 gr. d'efflorescence :

Dosage de l'eau. — Perte de poids à l'étuve à 105° 0.017, soit 4.13 %

Dosage de l'iode. — Par colorimétrie 2 %, soit en IK . . 2.70 »

Dosage du chlore. — Par $NO_3Ag\ \frac{n}{10}$ on précipite les chlorures et les iodures ; en soustrayant les 2 % d'iode, on obtient 23.52 % de Cl, soit en ClK. . . . . 49.46 »

Dosage des substances organiques. — Incinérer à très petite flamme en présence de 0.50 gr. de CO_3Na_2 sec : perte de poids 0.186, soit . . . . 42.90 »

Total, 99.19 %

L'efflorescence n'est donc pas formée de cristaux de sulfate de Na, comme on l'a prétendu ; ce sont les sels de K, iodure et surtout chlorure qui y dominent.

Essais sur la combinaison iodée du Laminaria flexicaulis. — Recherche de l'iode dans l'alcool à 95° qui a servi à fixer l'Algue vivante : celle-ci avait été portée dans l'alcool bouillant additionné de CO_3Ca.

Cet alcool évaporé abandonne un résidu que l'on reprend par l'eau ; la solution aqueuse évaporée donne des cristaux cubiques d'iodure de potassium. Un cristal dissous dans l'eau donne, par addition de SO_4H_2 et de NO_2Na, de l'iode libre qui passe dans le chloroforme avec lequel on agite la solution. Le liquide aqueux dans lequel on libère l'iode, traité par l'alcool méthylique et la soude, donne de l'iodoforme.

La solution aqueuse d'un cristal additionnée d'acide tartrique, donne un précipité cristallin lourd de tartrate acide de potassium.

La fixation et l'accumulation de l'iode à l'état d'iodure de K dans la plante, est un phénomène physiologique qui ne peut être réalisé expérimentalement dans un laboratoire : il est dû à l'activité vitale du protoplasme ; une cellule artificielle ne peut opérer une sélection parmi les substances dissoutes qui lui sont offertes.

Expérience I.

Le sac en collodion A renferme du *Laminaria flexicaulis* pulvérisé et appauvri en iode par épuisement partiel par l'alcool, de telle sorte qu'il ne renferme plus que 0.05 °/o d'iode. Théoriquement il est donc susceptible de fixer encore 0.75 °/o d'iode. On verse dans le tube A et dans le flacon B une solution de IK correspondant à la limite de sensibilité du dosage colorimétrique. Une fixation d'iodure à l'intérieur du tube de collodion appauvrirait la solution du flacon B et celle-ci ne donnerait plus la réaction de l'iode, puisque la limite de sensibilité de la méthode serait dépassée.

L'Algue ne s'enrichit pas en iode au contraire ; l'iode dialyse et passe dans l'eau du flacon B.

Expérience II.

Le dispositif employé est le même que celui qui a servi à la dialyse du *Fucus vesiculosus*. Le tube de collodion A contient 5 grammes de *Laminaria flexicaulis* séché et pulvérisé, titrant 0,80 °/o d'iode. Les 5 gr. correspondent donc à 0.04 gr. d'iode.

On verse de l'eau distillée dans le tube A et dans le flacon C, au total 500 cc.

Au bout d'une dizaine de jours tout l'iode est dialysé, c'est-à-dire que les 500 cc. d'eau tiennent en dissolution les 0.04 gr. d'iode.

10 cc. du flacon C, titrés par colorimétrie, donnent 0.0008 grammes d'iode. Donc tout l'iode s'y trouve à l'état de cristalloïde, décomposable par l'acide nitreux. L'iode y est complètement précipité par la solution de NO_3Ag : c'est donc de l'iodure. Les cristaux de la solution évaporée donnent au spectroscope les raies du potassium. *Tout l'iode du Laminaria flexicaulis, s'y trouve donc à l'état d'iodure de potassium.*

Expérience III.

Elle a pour objet de voir si le mucilage ne serait pas le fixateur de l'iodure de K; il se pourrait que ce composé soit retenu par absorption par le mucilage, qui jouerait un rôle purement mécanique.

Si, sur du mucilage précipité de l'extrait aqueux de l'Algue par l'alcool, on fait passer plusieurs fois une solution diluée de IK, cette solution ne s'appauvrit pas en iode, elle garde son titre.

Le résultat de l'expérience est donc négatif : le mucilage laisse passer tout l'iode sans en rien retenir par adsorption.

Localisation de l'iodure dans l'Algue. — La coupe est traitée comme il a été indiqué pour celle du *Laminaria saccharina;* il importe d'opérer toujours en solution hypertonique.

La coloration bleue de l'iodure d'amidon apparait dans les granulations protoplasmiques des cellules-réservoirs; elle est le plus nette aux extrémités de la préparation, c'est-à-dire dans les cellules où les réactifs ont pu pénétrer plus facilement.

Usages des Laminaires. — Les Laminaires forment avec les *Fucus*, le varech dont on extrait la soude, la potasse et surtout l'iode; les Laminaires étant, nous l'avons vu, beaucoup plus riches en iode que les *Fucus*.

Le stipe des Laminaires sert à la fabrication des crayons que l'on emploie en chirurgie pour l'élargissement de cavités naturelles, pour ouvrir les plaies, ou comme sondes (voir Tschirch). Ils gonflent très lentement sous l'influence de l'humidité ambiante et atteignent leur maximum de dilatation au bout de vingt-quatre heures.

Comme c'est le tissu central qui peut se dilater le plus, on taillera les crayons aussi exactement que possible suivant l'axe longitudinal du stipe.

Les crayons gonflent mieux dans l'eau distillée ou dans une solution alcaline que dans une solution d'alcalino-terreux. Le crayon plongé dans l'eau gonfle et son diamètre s'accroît de 72 %.

La limite d'élasticité diminue lorsque la quantité d'eau augmente dans le stipe :

Pour 40 °/o d'eau, la limite d'élasticité est de 24.5
» 90 °/o 9.0
» 140 °/o 3.0
» 230 °/o 1.7
» 350 °/o 1.5

Les crayons sont pleins ou bien creux. Il existe actuellement dans le commerce des crayons pleins de 1.5, 2, 3, 4, 5, 6, 7 et 8 mm. de diamètre et de 8, 10, 20 et 30 cm. de longueur; des crayons creux de 4, 5, 6, 7 et 8 mm. de diamètre et de 8 ou 10 cm. de longueur; des crayons coniques de 4.5 cm. de longueur. Plus récemment on en a fabriqué de stérilisés et d'autres imprégnés de diverses substances médicamenteuses. On a aussi préparé une charpie à partir du stipe séché.

Les Laminaires sont aussi utilisées pour la préparation de laxatifs.

Dans les régions du Lahore et du Cachemire on emploie le *Laminaria saccharina* contre le goitre; dans l'Himalaya on l'utilise contre la syphilis.

Parfois on s'en sert comme fourrage et comme engrais.

II. — FLORIDÉES OU ALGUES ROUGES.

Les principales Algues officinales qui se rattachent à ce groupe sont : le *Chondrus crispus* et le *Corallina officinalis*.

a. — CHONDRUS CRISPUS.

Synon. : Carrageen, Carragahen, Mousse perlée, Mousse d'Islande (Lyngb.), *Fucus crispus* (L.), *Fucus polymorphus* (Lmx), *Fucus ceramioides* (Gml), *Sphaerococcus crispus* (Agh.).

Le Carrageen est une Gigartinée. Il vit sur les côtes septentrionales de l'Atlantique, depuis la Norwège jusqu'au détroit de Gibraltar. On retrouve cette plante sur la côte orientale américaine, mais elle n'existe pas, dit-on, dans la Méditerranée ni dans la Baltique (voir Baillon).

On en récolte beaucoup en Normandie, en Bretagne et à l'ouest de l'Irlande, d'où on l'expédie à Hambourg; aussi sur la côte Sud du Massachusetts.

Telle qu'on la trouve dans le commerce, la plante est sèche, cartilagineuse et décolorée.

Histologie. — Les tissus du thalle et du stipe sont recouverts extérieurement d'une cuticule gélifiée qui limite la couche de cellules assimilatrices. Celles-ci, petites, régulières et serrées, renferment des chromophylles diverses; la chlorophylle y est complètement masquée. Les membranes cellulaires sont gélifiées ; les cellules à chromophylle sont disposées en 5 ou 6 assises, dont les éléments cellulaires vont grandissant de l'extérieur vers l'intérieur ; il n'y a pas de différenciation nette entre le tissu assimilateur et le tissu à cellules-réservoirs, comme dans les Algues étudiées précédemment.

Le tissu central est constitué par un parenchyme à cellules irrégulières, inégales, souvent étoilées et se raccordant par leurs angles ; leur paroi est fortement épaissie, gélifiée. C'est dans cette substance gélifiée intercellulaire de la fronde que sont logés les cystocarpes. Ceux-ci forment à la surface des ramuscules du thalle des taches sombres circulaires ou ovales, proéminentes d'un côté, ordinairement concaves de l'autre, contenant dans leur portion centrale un réseau filamenteux dont les branches portent les spores.

Récolte. — (voir Tschirch).

Le *Chondrus crispus* se récolte en Europe, sur les côtes de Bretagne d'où on l'expédie à Hambourg, et sur les rives N. et N-W. de l'Irlande d'où on l'envoie à Liverpool; toutefois, c'est le Carrageen américain, recueilli principalement au Massachusetts, qui se rencontre le plus communément dans le commerce : celui-ci présente sur le produit européen l'avantage de n'être guère mélangé d'Algues étrangères. — La récolte européenne importante, celle qui règle le cours du produit jusqu'au printemps, commence à la mi-septembre. — L'Amérique fournit annuellement 10,000 livres de Carrageen; la récolte y dure de la fin mai jusqu'en septembre, elle y est abondante surtout en juin-juillet. Des hommes et des femmes, munis de longs rateaux, détachent et rassemblent des monceaux d'Algues au moment de la marée basse. Un homme peut ainsi récolter jusque 50 livres de Carrageen en un jour.

La plante fraîche, aussitôt après sa récolte, est agitée dans des tonneaux avec de l'eau douce, puis exposée à l'air et au soleil. On répète ce traitement plusieurs fois, pour obtenir finalement le produit du commerce, incolore, cassant, de consistance cornée, rappelant de bien loin l'Algue aux ramuscules flexibles et aux tons variés d'où l'on est parti. — Le Carrageen est finalement emballé dans des fûts ou dans des ballots, et expédié.

Composition chimique. — *Dosage de N organique* : 2.38 °/o, soit 14,875 °/o de substances azotées organiques.

Dosage de l'iode total : par colorimétrie, 0.01 °/o.

Dosage des cendres : 18.76 °/o ; elles sont colorées en brun rougeâtre.

Dosage du chlorure : dans les cendres du Carrageen du commerce, on retrouve 2,305 °/o de chlore exprimé en ClNa. Le Carrageen naturel séché à l'air, sans être soumis à d'autres manipulations, contient dans ses cendres 6.08 °/o de Cl exprimé en ClNa. Les lavages répétés qu'a subis l'Algue du commerce lui ont enlevé une grande partie des chlorures.

La même différence s'observe pour la teneur des cendres en sulfates : *Chondrus* du commerce : 9.40 °/o de SO_3 ; le *Chondrus* naturel 14.32 °/o de SO_3.

Épuisements au Soxhlet de *Chondrus* naturel séché à l'air :

Extrait à l'éther de pétrole. — Poids : 0.14 gr. pour 100 gr. d'Algue sèche. Il est incolore et de la consistance d'une cire ; son point de fusion est de 43°5C.

L'éther sulfurique enlève au Carrageen une faible proportion d'un corps amorphe blanc, d'aspect cireux, fondant à 40°C.

Extrait alcoolique. — Poids: 1.18 °/o. Après l'évaporation de l'alcool, on recueille des cristaux cubiques et de petites masses sphériques amorphes visibles au microscope binoculaire. Cet extrait renferme des traces d'iode.

Recherche des sucres. 5 gr. de Carrageen du commerce sont épuisés au Soxhlet directement par l'alcool ; évaporer le dissolvant ; reprendre le résidu par 25 cc. d'eau distillée ; filtrer ; ajouter 2.5 cc. de sous-acétate de plomb ; filtrer ; observer au polarimètre : déviation de + 4°5, ce qui correspond à une teneur de 5.11 °/o en glucose.

Essai à la liqueur de Fehling : elle n'est pas réduite par la solution aqueuse.

Hydrolysée par l'ébullition en présence de HCl, la solution n'acquiert pas de propriétés réductrices.

Il n'y a donc pas de sucre en présence, mais bien un composé qui dévie à droite le plan de la lumière polarisée et qui n'est pas réducteur, même après l'hydrolyse.

Extrait aqueux. — Pour doser le mucilage, on épuise 1 gr. de Carrageen par de l'eau tiède ; le mucilage précipité de sa solution par l'alcool, et séché à 100°, pèse 38.5 gr. pour 100 gr. d'Algue.

Ce mucilage renferme une oxydase : sa solution bleuit par addition de teinture de gaïc.

Recherche d'un sucre : la solution n'est pas réductrice, même après hydrolyse elle ne réduit pas la liqueur de Fehling. Elle dévie faiblement à droite le plan de la lumière polarisée ; ce n'est donc pas un sucre qui est optiquement actif dans la solution.

Recherche des pentoses : distiller la solution aqueuse dépourvue de mucilage avec HCl à 12 °/o ; en présence de pentose, il distille du furfurol, et le distillat rougit une bande de papier imbibée d'une solution d'aniline dans l'acide acétique. Le résultat est négatif : il n'y a pas de pentoses dans l'extrait aqueux.

Essais sur le mucilage de Carrageen. — Chauffé à l'ébullition avec

NO_3H dilué, le mucilage donne une solution qui renferme de l'acide oxalique : elle précipite par le Cl_2Ba, et le précipité ne se dissout pas dans l'acide acétique.

Recherche du galactose et de l'arabinose dans les produits de l'hydrolyse du mucilage, par le procédé de M. Huerre : 4 gr. de mucilage sec, isolé de sa solution aqueuse par l'alcool, sont hydrolysés dans une solution de SO_4H_2 à 6 %$_0$ à l'autoclave de 120°, où on le maintient durant trois-quarts d'heure. La liqueur obtenue est neutralisée par CO_3Ca, filtrée, et concentrée au bain de vapeur jusqu'au volume de 15 cc. On y ajoute alors 15 cc. d'alcool à 90° et on filtre. La solution est évaporée à siccité. Le résidu de l'évaporation est repris par 25 cc. d'alcool chaud; on filtre chaud. On ajoute au liquide 25 cc. d'éther : le galactose précipite. Filtrer. La solution est évaporée à la température ordinaire; elle abandonne un résidu cristallin qui peut être de l'arabinose.

Caractérisation du galactose : le précipité obtenu est porté à l'ébullition avec NO_3H dilué; il se forme ainsi de l'acide mucique dont les cristaux se voient aisément au microscope binoculaire.

Essai de caractérisation de l'arabinose : le résidu cristallin obtenu, dissous dans l'eau, réduit la liqueur de Fehling. La solution chauffée avec HCl étendu doit dégager du furfurol s'il y a de l'arabinose en présence; les vapeurs furfurolées qui se dégagent doivent rougir le papier imbibé de la solution acétique d'aniline; cette réaction est très sensible; la solution essayée ne la donne pas.

Cette même réaction essayée avec de la gomme arabique, donne la coloration rouge caractéristique du furfurol.

En présence d'orcine et de HCl concentré, les hexoses et les méthylpentoses donnent une coloration orangée (voir Bertrand-Thomas). Le produit de l'hydrolyse du Carrageen donne cette réaction.

L'orcine et HCl concentré, donnent une coloration violet-bleu avec les pentoses : la solution essayée ne donne pas cette réaction; celle-ci réussit pour le produit d'hydrolyse de la gomme arabique : la coloration devient peu à peu un précipité qui se dissout dans l'alcool avec renforcement de la coloration.

Le mucilage de Carrageen hydrolysé fournit donc du galactose, mais pas d'arabinose.

Essais sur la matière colorante du Chondrus crispus. — Elle est insoluble dans l'eau, l'éther de pétrole, l'éther sulfurique, l'alcool, l'acétone, le tétrachlorure de carbone, l'acide chlorhydrique dilué; elle est soluble dans une solution diluée de soude caustique. La solution n'est pas colorée, et l'Algue devient verte : apparition de la chorophylle. Si l'on acidifie ensuite par HCl dilué, l'Algue reprend sa teinte primitive et la solution est rouge violacée pâle. L'alcool ne dissout pas la matière colorante ainsi régénérée.

Les mêmes essais réussissent au microscope sur les coupes : en solution alcaline on peut apercevoir les granulations vertes de la chlorophylle dans les cellules hypodermiques.

Usages. – Le Carrageen est utilisé pour son mucilage. On le prescrit dans les cas de catarrhe, de phtisie, sous forme de gélatine, de bonbons pectoraux. On l'emploie pour émulsionner l'huile de foie de morue.

En Irlande on s'en sert depuis longtemps comme aliment et aussi pour la litière du bétail. La plus grande partie du Carrageen, surtout celui d'Amérique, est utilisée pour la fabrication de matériel d'imprimerie, d'apprêt, pour la fabrication du papier, et dans l'industrie textile; pour la fabrication de chapeaux de feutre ou de paille, pour éclaircir les bières et le miel.

Plus récemment on l'a employé en bactériologie comme milieu de culture.

b. — CORALLINA OFFICINALIS

Histologie. — Préparation des coupes : l'Algue est mise en macération pendant quarante huit heures dans un mélange de parties égales d'acide acétique et de picroformol, afin de dissoudre le calcaire. On la traite ensuite successivement par les alcools à 60°, à 90°, absolu, par l'alcool-xylol, le xylol, puis on inclut dans la paraffine. On fait les coupes au microtome mécanique. On étale sur le porte-objet une goutte de glycérine albuminée, puis on en mouille la surface tout entière à l'eau distillée; on y étale les coupes; on chauffe modérément : tous les replis disparaissent. On laisse évaporer pendant trois heures; on dissout ensuite la paraffine par le xylol; on descend la série des alcools, et on colore soit par l'hémalun, soit par le méthylorange; on remonte la série des alcools, et enfin, on lave au xylol et on conserve dans le baume de Canada.

La Coralline présente deux espèces de cellules :

1° Les cellules externes plus ou moins arrondies, régulières, petites et serrées, à noyau bien apparent.

2° Les cellules du tissu interne, plus grandes, allongées. Dans l'intervalle qui sépare deux articles voisins de la fronde, il y a un étranglement du corps du rameau; vu en coupe longitudinale, cet endroit fragile de rétrécissement se montre constitué par un groupe compact de cellules longues et étroites, accolées parallèlement les unes aux autres; leur épanouissement en un tissu plus lâche donne les éléments du tissu interne des deux articles voisins.

Composition chimique. — *Dosage de N organique* : 0.868 °/₀, soit 5.424 °/₀ de substance organique azotée.

Dosage de l'iode total : 0.01 °/₀.

Dosage des cendres : 75.65 °/₀.

Dosage du Cl dans les cendres : 2.69 °/₀, soit 4.44 °/₀ en ClNa.
» de SO_3 » » » : 1.24 °/₀.

Les cendres épuisées par l'eau donnent une solution alcaline; 5 °/₀ seulement des cendres sont solubles.

La solution renferme du K, du Na, HCl, SO_3, pas de nitrates ni de phosphates.

L'insoluble donne les flammes du Na, du K, pas de Sr; il renferme des traces de phosphate et de fer.

Dosage de CO_3Ca dans les cendres : 73.5 °/₀.

Épuisements au Soxhlet, sur 50 gr. de coralline du commerce.

L'éther de pétrole n'enlève que 0.001 °/₀ de substance.

L'éther sulfurique donne 0.14 °/₀ d'extrait; celui-ci possède une odeur forte, particulière.

L'alcool absolu donne 1.94 °/₀ de matière extractive. L'extrait épuisé par l'eau donne un résidu insoluble de chlorophylle et une solution qui, après inversion, réduit la liqueur de Fehling.

L'extrait aqueux pèse 10.28 °/₀.

La solution est colorée en jaune ambré, coloration qui n'a été observée nulle part dans les extraits aqueux des autres Algues étudiées ; la liqueur est neutre au tournesol; elle ne réduit pas la liqueur de Fehling.

La solution traitée par 1/10 de sous-acétate de plomb, filtrée et observée au polarimètre, donne une déviation droite correspondant à 2.62 °/₀ en glucose. Après inversion, cette déviation augmente et correspond à 8.18 °/₀ en glucose. Il y a donc en présence un polysaccharide, ou du lévulose, ou un glucoside.

Recherche des glucosides (voir Bertrand-Thomas). — Une solution aqueuse correspondant à 2.5 gr. de coralline est versée par moitié dans deux godets de verre; l'un des deux est gardé comme témoin ; dans l'autre on alcalinise la solution par CO_3Na_2 et on l'additionne d'une solution d'émulsine. Un troisième godet renferme une même solution d'émulsine et de l'amygdaline ; un papier Schoenbein est suspendu dans le col du vase.

Les trois récipients sont portés à l'étuve à 45°; on les y laisse pendant vingt-quatre heures.

Après ce temps on observe les trois solutions.

L'amygdaline a été décomposée, et l'acide cyanhydrique dégagé a bleui le papier Schoenbein : l'émulsine employée est donc active.

La solution aqueuse qui sert de témoin donne au polarimètre une déviation droite correspondant à 2.31 °/₀ en glucose.

La solution qui a été additionnée d'émulsine donne une déviation droite qui correspond à 12.62 °/₀ en glucose.

Cette solution traitée par la liqueur de Fehling donne une réduction moins énergique qu'une solution de glucose de concentration correspondante ; elle réduit plutôt avec l'énergie du lactose.

Lorsqu'on épuise la solution aqueuse par l'éther dans une boule à décantation, l'éther séparé et évaporé donne un résidu dont l'odeur aromatique rappelle à la fois celle de la vanille et celle du gaïacol ; ce résidu est peu appréciable.

. La solution aqueuse additionnée de $FeCl_3$ ne donne pas de réaction colorée ; il n'y a donc pas de composé phénolique en présence.

Après avoir épuisé la solution aqueuse par l'éther, on l'épuise par le benzol. Le benzol évaporé donne un résidu d'odeur particulière, qui se dissout complètement dans l'eau en donnant une solution neutre. Cette solution décolore l'eau de brome ; le liquide additionné d'un excès d'eau de brome est évaporé au bain de vapeur ; le résidu est repris par l'alcool à 95° ; la solution alcoolique évaporée donne des cristaux en feuilles de fougère ; leur solution aqueuse ne réduit pas la liqueur de Fehling.

Le résidu de l'évaporation du benzol, traité par SO_4H_2 dilué et par l'iodure de K ioduré, ne donne pas de précipité : absence d'alcaloïdes.

Ce résidu dissous dans l'eau ne réduit pas la liqueur de Fehling, même après inversion : absence de glucosides.

Si l'on épuise encore la solution aqueuse première par l'acétone, ce dissolvant n'enlève ni alcaloïde ni glucoside.

L'extrait aqueux contient donc probablement un polysaccharide ou un autre hydrate de carbone, susceptible de s'hydrolyser sous l'action de HCl ou de l'émulsine, en donnant ainsi un monosaccharide qui semble être du lactose.

Les propriétés vermifuges de la coralline ne paraissent donc pas devoir êtres attribuées à un glucoside.

Usages (voir Baillon). — La coralline passe depuis longtemps pour posséder des propriétés vermifuges. Déjà du temps de Dioscoride on l'employait comme anthelminthique ; on la vantait aussi comme remède contre la goutte et contre les congestions sanguines. Elle servait de base à la préparation d'un sirop et, pulvérisée, elle entrait dans la formule de diverses poudres dentifrices.

RÉSUMÉ.

Fucus vesiculosus. — L'Algue renferme une essence.

Le mucilage contient une oxydase.

Tout l'iode se trouve combiné à l'état d'iodure de potassium.

Fucus serratus. — Le mucilage renferme une oxydase.

L'iode s'y trouve à l'état d'iodure de potassium.

Laminaria saccharina. — Renferme de la mannite et de l'iodure de potassium. L'efflorescence qui recouvre l'Algue après sa dessication est formée surtout de mannite, et aussi d'un peu de chlorures et de sulfates.

Le mucilage renferme une oxydase.

L'iode s'y trouve à l'état de IK ; il est localisé dans les cellules hypodermiques, aux points de concentration maximum du protoplasme.

Laminaria flexicaulis. — Le mucilage renferme une oxydase.

L'efflorescence cristalline qui apparaît sur l'Algue après sa dessication est formée en majeure partie de chlorure de potassium et de substance organique, avec en outre de faibles quantités d'iodure ; peu de sodium.

Tout l'iode s'y trouve à l'état de IK ; il est localisé dans les granulations protoplasmiques des cellules réservoirs.

C'est l'Algue la plus riche en iode.

Chondrus crispus. — L'Algue ne renferme pas de sucre.

Le mucilage contient une oxydase ; hydrolysé, il donne du galactose et pas d'arabinose ni d'autre pentose.

La chromophylle est soluble dans la solution de soude diluée, avec apparition de la chlorophylle ; un acide régénère la chromophylle.

Corallina officinalis. — Elle ne contient ni alcaloïde ni glucoside.

BIBLIOGRAPHIE

1. A. F. W. Schimper, Pflanzen-Geographie auf physiologischer Grundlage. G. Fischer, Iena, 1898.
2. Friedr. Oltmanns, Morphologie und Biologie der Algen. G. Fischer, Iena.
3. H. Baillon, Traité de botanique médicale cryptogamique. O. Doin, Paris, 1889.
4. Baumann, Zeitschrift für physiol. Chemie. Bd. XXII ; S. I. 1896.
5. A. Gérard, Sur la gomme de *Kaya Madagascariensis*. Bulletin des sciences pharmacologiques. Mars 1911.
6. Morel, Précis de technique chimique à l'usage des laboratoires médicaux. Doin et fils, Paris, 1909.
7. Chodat, Principes de botanique, 1911. Georg et Cie, Genève, 1907.
8. E. De Wildeman, Flore des Algues de Belgique. Castaigne, Bruxelles, 1896.
9. E. Perrot et C. L. Gatin, Les Algues marines utiles et en particulier les Algues alimentaires d'Extrême-Orient. Annales de l'Institut Océanographique. Tome III, fasc. 1. Juillet 1911. Masson Co, Paris.
10. A. Tschirch, Handbuch der Pharmacognosie. 15 décembre 1910.
11. L. Mangin, Sur l'emploi du rouge de ruthénium en anatomie végétale. Comptes-rendus de l'Académie des sciences de Paris, 1893, t. 116, p. 653.
12. G. Thuret, Recherches sur les zoospores des Algues et les anthéridies des Cryptogames. Annales des sciences naturelles. 3e série, Botan. tome XIV.
13. Drew, The Reproduction and early Development of *Laminaria digitata* and *Laminaria saccharina*. Annals of Botany, 1910, vol. XXIV, p. 177.
14. K. Killian, Beiträge zur Kenntnis der Laminarien. Zeitschrift für Botanik, 3. Jahrgang, 1911, Heft 7. G. Fischer, Iena.
15. Huerre, Journ. de Pharmacie et de Chimie, XXVII, 1908, p. 567.
16. Bertrand-Thomas, Guide pratique pour les manipulations de chimie biologique. Dunod et Pinal, Paris, 1910.

EXPLICATION DES FIGURES

1. — *Fucus vesiculosus.* — Couche assimilatrice vue en coupe tangentielle. — Cellules unisériées, petites, étroitement serrées, riches en plastides brunes.

2 et 3. — *Fucus vesiculosus.* — Coupes transversales du pied. — On remarquera le grand développement qu'y prend la couche assimilatrice (2) dont les cellules, disposées en files régulières, courent radialement de l'extérieur vers le centre du stipe. — (3) Les cellules conductrices ont leurs parois fortement épaissies; leur disposition et leur structure en font des éléments mécaniques de résistance.

4. — *Chondrus crispus.* — Coupe transversale du pied. — Cellules assimilatrices très petites et serrées, à chromophylles diverses, disposées en cinq ou six assises dont les éléments vont grandissant de l'extérieur vers l'intérieur du stipe. — Tissu central constitué par un parenchyme à cellules inégales, irrégulières, à parois fortement gélifiées.

5. — *Chondrus crispus.* — Coupe transversale de la fronde. Dans la substance intercellulaire gélifiée sont logés les tétrasporanges.

6. — *Laminaria flexicaulis.* — Coupe transversale du stipe : (*a*) couche externe de cellules à chromatophores bruns ; (*b*) couche très développée de cellules-réservoirs disposées en zones concentriques régulières ; (*c*) système conducteur central.

7. — *Laminaria flexicaulis.* — Coupe transversale de la fronde : trois espèces de cellules : (*a*) assimilatrices ; (*b*) réservoirs ; (*c*) conductrices.

8. — *Laminaria flexicaulis.* — Coupe tangentielle à la surface du thalle, intéressant le système de canaux mucifères; ceux-ci apparaissent en un réseau régulier sous la couche de cellules épidermiques.

9. — *Laminaria flexicaulis.* — (*a*) Canaux mucifères vus en coupe transversale : on les aperçoit dans le tissu-réservoir, sous l'aspect de cavités arrondies, plus grandes que les cellules avoisinantes, à contours nets et bien apparents.

10. — *Laminaria flexicaulis.* — Coupe tangentielle d'un canal mucifère (*a*) : on aperçoit nettement les groupes de glandes sécrétrices (*b*) accolées à la paroi du canal.

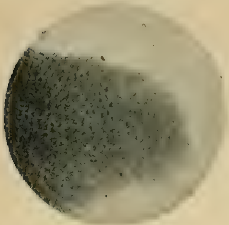
11. — Cristaux d'iodure de potassium, isolés de la solution aqueuse dialysée, de *Fucus vesiculosus.*

12. — Cristaux de mannite isolés de la solution aqueuse dialysée, de *Fucus vesiculosus.*

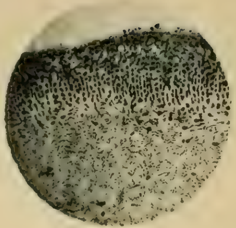
Planche à placer

à la page 112 du tome IX

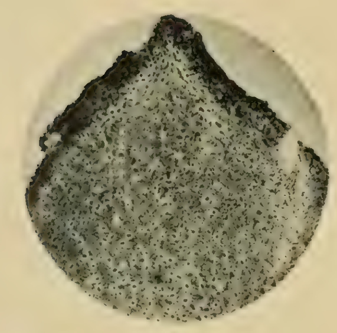
du *Recueil de l'Institut Botanique Léo Errera.*



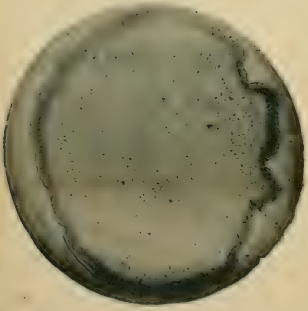
1



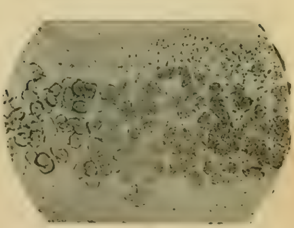
2



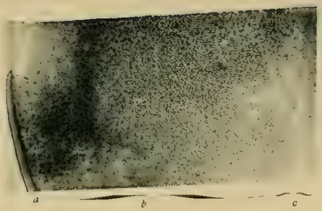
3



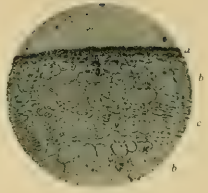
4



5

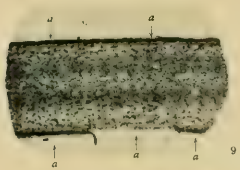


6

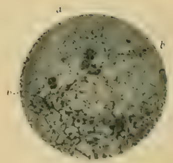


7

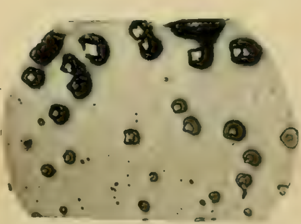
8



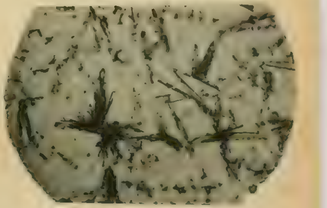
9



10



11



12

Contribution à la physiologie d'une Protococcacée nouvelle Chlorella luteo-viridis Chodat, nov. spec. var. lutescens Chodat, nov. var.

par H. KUFFERATH

Docteur en Sciences naturelles,
Ingénieur agricole,
Assistant a l'Institut Pasteur du Brabant, a Bruxelles.

INTRODUCTION

Le travail que nous publions a été présenté en 1910 devant le jury de l'Université Libre de Bruxelles pour l'obtention du titre de Docteur en sciences naturelles. La thèse que nous avions défendue a été complétée et remaniée. Nous avons supprimé dans ce travail les données physiologiques réunies pour trois Cyanophycées : *Oscillatoria brevis* Kützing, *O. amphibia* Agardh et *Phormidium autumnale* Gomont. Nous n'avons pas réussi à obtenir ces organismes en culture pure ; pour ne pas augmenter le nombre de données fausses sur la physiologie des Algues, nous n'avons pas hésité à supprimer les résultats que nous avions obtenus.

Nous n'avons conservé de notre étude primitive que les renseignements concernant *Chlorella luteo-viridis* Chodat, Protococcacée isolée et cultivée en culture pure. Cette Algue provenait du Jardin botanique de l'État à Bruxelles.

A part quelques problèmes spéciaux, nous nous sommes uniquement occupés de la nutrition des Algues au moyen des corps organiques. Nous avons laissé de côté la partie si intéressante de l'alimentation inorganique.

Les difficultés que nous avions rencontrées au sujet de la bibliographie de la nutrition organique des Algues nous ont déterminés à exposer systématiquement les nombreuses recherches faites dans cette voie. Jusqu'à ce jour, il n'existe pour les travailleurs de langue française aucun ouvrage de ce genre, aussi avons-nous cru nécessaire d'apporter cette contribution dont l'utilité n'est pas discutable. Notre tâche a été facilitée par la publication de l'important travail de O. Richter, « Die Ernährung der Algen ». L'exactitude et l'abondance des renseignements bibliographiques qui y sont consignés nous ont permis de mettre à contribution les riches bibliothèques de l'Institut botanique Léo Errera et du Jardin botanique de l'État à Bruxelles.

En consignant, à côté de nos travaux, les matériaux qui se trouvent épars dans de multiples publications allemandes, anglaises, américaines et françaises, nous croyons rendre service aux chercheurs de langue française. La réalisation de cette partie du présent travail permettra à n'importe qui de se rendre compte de ce qui a été fait; elle aura peut-être pour conséquence de nouvelles recherches fécondes dans un domaine physiologique encore peu exploré.

Nous avons effectué nos recherches dans les laboratoires de l'Institut botanique Léo Errera et de l'Institut Pasteur du Brabant. Elles nous furent facilitées par les ressources et l'abondant matériel que possèdent ces deux établissements. C'est ce qui nous a permis de faire une étude très complète de l'assimilation des corps organiques par *Chlorella luteo-viridis*. Nous avons pu étudier l'action d'un très grand nombre de composés chimiques divers, préciser leur action et les modifications morphologiques intéressantes qu'ils produisent.

Nous ne nous arrêterons guère aux procédés d'isolement et de culture pure des Algues, sujet qui a été longuement traité par M. le professeur Chodat [42, 44] (1) dans son « Étude critique et expérimentale sur le Polymorphisme des Algues »; on y trouvera toutes les indications nécessaires.

Nous sommes heureux de pouvoir exprimer ici toute notre reconnaissance et nos remerciments à M. le Professeur J. Massart pour les conseils et la bienveillance qu'il n'a cessé de nous témoigner au cours de ce travail.

M. le Professeur R. Chodat a bien voulu examiner la *Chlorella* qui fait l'objet de cette étude, nous le remerçions bien vivement pour l'amabilité qu'il mit à déterminer cette espèce nouvelle. La diagnose de *Chlorella luteo-viridis* Chodat a été publiée dans le Bulletin de la Société Royale de Botanique de Belgique, année 1913, vol. 51.

---

(1) Les chiffres placés entre parenthèses renvoient à la liste des ouvrages cités à la fin du travail.

PREMIÈRE PARTIE

I. — Technique des cultures.

Il existe de nombreuses formules de milieux nutritifs minéraux pour Algues (1). Quelles que soient les différences de composition, ils renferment tous les éléments biogéniques considérés comme indispensables, le carbone excepté.

Nous avons utilisé les liquides minéraux employés à l'Institut botanique Léo Errera, leur composition est la suivante :

Milieu pauvre en chaux.

NO^3K	2.5 gr.
$(PO^4)^2Ca^3$	2.5 gr.
SO^4Mg	2.5 gr.
H^2O	250 cc.

Solution-mère à diluer 100 fois.

Milieu riche en chaux (liquide calcique).

NO^3K	20 gr.
$(PO^4)^2Ca^3$	20 gr.
SO^4Mg	5 gr.
SO^4Ca	10 gr.
Fe^2Cl^6	traces
H^2O	200 cc.

Solution-mère à diluer 50 fois.

La réaction de ces solutions est très faiblement acide au tournesol. Nous avons désiré obtenir un milieu à réaction franchement acide. Nous n'avons pas cherché à produire l'acidité du milieu par l'addition d'un acide, acide sulfurique ou acide tartrique. Migula [99] avait démontré l'action néfaste des acides libres sur le développement des Algues; Livingstone [83] indique que 0.0315 p. m. de NO^3H et 0.049 p. m. de SO^4H^2 tuent *Stigeoclonium*. Aussi, avons nous songé à utiliser des sels acides tels que les phosphates monobasiques.

Beijerinck [17] a conseillé les liquides suivants pour la culture des Cyanophycées : 100 gr. eau de ville ou distillée + 0.02 gr. K^2HPO^4 et eau de ville 100 gr. + 0.02 gr. K^2HPO^4 + 0.02 NH^4NO^3.

---

(1) Voir KÜSTER [75].

Nous inspirant de ces indications, nous avons modifié le liquide calcique que nous utilisions à Bruxelles, en diminuant la quantité de plâtre et en remplaçant le phosphate de chaux par des phosphates acides de K et d'ammoniaque. Nous avons de plus ajouté un peu de chlorure de potassium et remplacé le chlorure de fer par le sulfate de fer.

Le *milieu acide* ainsi obtenu avait la formule suivante :

PO^4KH^2	10 gr.
$PO^4(NH^4)^2H$	10 gr.
SO^4Mg	5 gr.
NO^4Na	15 gr.
$K\,Cl$	2 gr.
SO^4Ca	5 gr.
SO^4Fe	traces
H^2O	200 cc.

Solution-mère à diluer 100 fois.

Nous avons ainsi réalisé un milieu réagissant fortement au tournesol, sans addition d'acides libres.

La quantité totale des sels contenus dans chacune des solutions que nous avons utilisées est pour :

Le liquide pauvre en chaux (dilué 100 fois) de	0.030 °/₀ de sels
Le liquide acide (dilué 100 fois) de	0.235 °/₀ de sels
Le liquide calcique (dilué 50 fois) de	0.550 °/₀ de sels

Nous avons également utilisé des milieux à réaction alcaline, due à CO^3K^2. On trouvera plus loin les renseignements concernant ce milieu nutritif (voir p. 125).

La quantité totale des sels inorganiques des solutions minérales données par de nombreux auteurs varie fort. Voici des chiffres qui montrent combien la teneur en sels varie. Nous renvoyons pour les formules au travail de Küster [75].

D'après Knop : 0.62 gr. pour 1000 d'eau, soit	0.062 °/₀ de sels
D'après Molish : 0.8 gr. pour 1000 d'eau, soit	0.080 °/₀ de sels
D'après Beijerinck : 0.09 gr. pour 100 d'eau, soit	0.090 °/₀ de sels
D'après Klebs : 0.1 à 1 gr. pour 100 d'eau, soit	0.1 à 1 °/₀ de sels
D'après Tollens : 22.5 gr. pour 10000 d'eau, soit	0.225 °/₀ de sels
D'après Sachs : 3 gr. pour 1000 d'eau, soit	0.300 °/₀ de sels
D'après Artari : 0.375 gr. pour 100 d'eau, soit	0.375 °/₀ de sels
D'après Birner et Lucanus : 4.1 gr. pour 1000 d'eau, soit	0.410 °/₀ de sels
D'après Omeliansky (nitrification) : 5.9 gr. pour 1000 d'eau, soit	0.590 °/₀ de sels

Nous complétons cette liste par les chiffres suivants donnés par divers savants qui se sont spécialement occupés d'Algues :

Treboux [128] 0.0485 gr. pour 100 d'eau, soit. . . .	0.0485 °/o de sels
Bierema [24] (Bactéries) 0.54 gr. pour 1000 d'eau, soit .	0.054 °/o de sels
Adjarof [3] (liquide de Detmer) 1.75 gr. pour 1000 d'eau, soit	0.175 °/o de sels
Grintzesco [61] 3.15 gr. pour 1000 d'eau, soit	0.315 °/o de sels

Il résulte des renseignements que nous avons réunis, que les diverses solutions minérales diffèrent fort entre elles, non seulement au point de vue de leur concentration en sels, mais aussi par leur composition. Cela indique qu'il est difficile de comparer les résultats des divers auteurs qui se sont occupés des cultures d'Algues.

Les liquides nutritifs de Molish, Beijerinck, Artari, Klebs ont plus spécialement servi à la culture des Algues. Chodat et ses élèves ont utilisé les liquides de Knop, Nægeli, Detmer. Tous ces liquides renferment les principaux éléments atomiques nécessaires à la vie, quelques-uns sont privés de calcium, ce corps étant considéré par certains auteurs comme accessoire pour les Algues. Ce qui varie c'est la forme des combinaisons, le groupement des éléments utiles.

Les solutions que nous avons employées contiennent tous les éléments biogéniques indispensables, à l'exception du carbone. De ces éléments : H, O, N, K, P, Ca, S, Mg, Fe, Cl, Na, les trois derniers sont en minimes quantités.

En présence des données si variables sur la concentration des liquides nutritifs, il nous a paru utile de rechercher quelles sont les concentrations salines les plus favorables pour la culture de *Chlorella luteo-viridis* Chod. Nous avons essayé les milieux dont nous avons donné les formules précédemment (pp. 115 et 116).

Nous avons dilué de plus en plus les solutions-mères. Elles renferment pour 100 d'eau les quantités totales suivantes de sel :

Solution-mère du liquide pauvre en chaux. .	3 °/o de sels inorganiques
Solution calcique.	27.5 °/o de sels inorganiques
Solution acide.	23.5 °/o de sels inorganiques

Les dilutions successives ont été faites et observées en séries, simultanément, de sorte que les résultats sont comparatifs pour les séries A, B et C dont la préparation est décrite ci-après.

SÉRIE A. — Liquide pauvre en chaux.

10 cc. de liquide nutritif sont introduits dans des matras Pasteur, le précipité n'est pas séparé du liquide qui le baigne. Le tout est stérilisé à l'autoclave à 120° C. pendant vingt minutes.

BALLON	TECHNIQUE	DILUTION
A1	Solution mère (S-M)	0
A2	3 parties S-M + 1 partie eau distillée	3/4
A3	2 » S-M + 2 parties » »	1/2
A4	2 » solution A3 + 2 parties eau distillée . . .	1/4
A5	2 » » A4 + 2 » » » . .	1/8
A6	2 » » A5 + 2 » » » . . .	1/16
A7	2 » » A6 + 2 » » » . . .	1/32
A8	2 » » A7 + 2 » » » .	1/64
A9	2 » » A8 + 2 » » » . . .	1/128
A10	2 » » A9 + 2 » » » .	1/256
A11	2 » » A10 + 2 » » » . . .	1/512

SÉRIE B. — Liquide calcique.

Même préparation que pour la série A.

BALLON	TECHNIQUE	DILUTION
B1	Solution mère (S-M)	0
B2	3 parties S-M + 1 partie eau distillée	3/4
B3	2 » S-M + 2 parties » »	1/2
B4	2 » solution B3 + 2 parties eau distillée . . .	1/4
B5	2 » » B4 + 2 » » » . . .	1/8
B6	2 » » B5 + 2 » » » . . .	1/16
B7	2 » » B6 + 2 » » » . . .	1/32
B8	2 » » B7 + 2 » » » . . .	1/64
B9	2 » » B8 + 2 » » » . .	1/128
B10	2 » » B9 + 2 » » » . . .	1/256
B11	Eau distillée	∞
B12	1 partie S-M + 50 parties eau distillée	1/50

SÉRIE C. — Liquide acide.

Même préparation que pour la série A.

BALLON	TECHNIQUE	DILUTION
C1	Solution mère (S-M)	0
C2	3 parties S-M + 1 partie eau distillée	3/4
C3	2 » S-M + 2 parties » »	1/2
C4	2 » solution C3 + 2 parties eau distillée . . .	1/4
C5	2 » » C4 + 2 » » » . . .	1/8
C6	2 » » C5 + 2 » » » . .	1/16
C7	2 » » C6 + 2 » » » . .	1/32
C8	2 » » C7 + 2 » » » . . .	1/64
C9	2 » » C8 + 2 » » » . .	1/128
C10	2 » » C9 + 2 » » » . . .	1/256
C11	2 » » C10 + 2 » » » . . .	1/512
C12	2 » » C11 + 2 » » » . . .	1/1024

Chacune des séries A, B, C a été ensemencée avec une culture pure de *Chlorella luteo-viridis* sur gélose sucrée et glycérinée. Cette culture était très abondante après un mois et demi. Une émulsion épaisse fut faite dans de l'eau physiologique (8 p. m. NaCl). Cette émulsion bien homogène fut ensemencée à raison de 3 gouttes par matras Pasteur au moyen d'une pipette stérile.

A l'examen microscopique l'émulsion d'ensemencement présentait de nombreuses cellules vertes. Cette culture était absolument pure et privée de tout germe bactérien.

Les ballons ensemencés furent conservés dans une chambre claire, fraîche, abritée contre les rayons directs du soleil. La température de la chambre était voisine de 20° C.

Les résultats observés sont consignés dans des tableaux (p. 120 et suivantes). Dans l'appréciation de l'intensité des cultures, nous avons suivi l'échelle d'évaluation suivante : pas de culture = 0, trace de culture, très faible, faible, assez faible, assez forte, forte, très forte. L'appréciation étant faite simultanément pour toutes les cultures, elle est comparative. Nous donnons plus loin quelques chiffres qui permettent des comparaisons plus précises entre les diverses cultures.

II. — Action des solutions nutritives inorganiques à concentrations variables.

Nous constaterons en premier lieu que d'une façon générale l'Algue que nous avons étudiée pousse bien dans les divers milieux nutritifs, au bout de 1 1/2 à 2 mois les cultures ont atteint leur plein développement.

On remarquera que *Chlorella luteo-viridis* possède une grande faculté d'adaptation aux diverses concentrations salines. Nous en trouverons plus loin d'autres exemples intéressants.

Examinons en détail les résultats obtenus pour chaque série de cultures.

Série calcique (Série B).

Ballons	Dilution de la solution mère	1er ESSAI			2e ESSAI						
		10 jours	1 1/2 mois	3 1/2 mois	5 jours	8 jours	13 jours	21 jours	1 mois	2 mois	5 mois
B 1	0	0	très faible	faible	0	0	traces	traces	très faible	très faible	très faible
B 2	3/4	0	très faible	assez faible	0	0	traces?	traces ?	très faible	très faible	faible
B 3	1/2	faible	faible	assez faible	0	0 ?	traces?	traces ?	très faible	assez faible	assez forte
B 4	1/4	faible	assez faible	assez faible	traces	traces	très faible	très faible	très faible	assez faible	assez forte
B 5	1/8	traces	faible	assez faible	traces	traces	très faible	très faible	faible	assez faible	assez forte
B 6	1/16	0	très faible	assez faible	traces ?	traces ?	traces	traces	faible	assez faible	assez forte
B 7	1/32	0	très faible	assez forte	traces ?	traces ?	très faible	très faible	faible	assez faible	assez forte
B 8	1/64	0	faible	assez forte	0	0	0	traces	faible	assez faible	assez forte
B 9	1/128	0	faible	assez faible	0	0	0	traces	très faible	assez faible	assez forte
B 10	1/256	0	très faible	assez faible	0	0	0	traces?	très faible	assez faible	assez forte
B 11 (*)	1/512	—	—	—	0	0	0	traces	très faible	assez faible	assez forte
B 11	∞	assez faible	faible	faible	—	—	—	—	—	—	—
B 12	1/50	0	assez faible	assez forte	traces	traces	traces	très faible	faible	assez faible	assez forte

(*) Dilution utilisée lors de la 2e série d'expériences.

A première vue, on constate ce fait qui nous a étonné, c'est que le début de la croissance se fait plus rapidement dans les concentrations voisines de 1/4 et 1/32 de la solution-mère calcique. Nous avons constaté ce fait pour la première série de cultures, en faisant la numération des cellules.

Les cultures étant âgées de 15 jours, les cultures sont rendues bien homogènes par une agitation prolongée et soigneuse. Il est prélevé une goutte de chaque ballon. Cette goutte est déposée sur une lame de verre et recouverte d'une lamelle de 1 × 1 c/m. Nous nous sommes efforcés d'opérer dans des conditions aussi égales que possible (pipettes de même calibre, lamelles de 1 c/m. carré), de manière à obtenir des résultats comparables.

Les numérations furent faites au microscope (Nachet objectif 7) et évaluées par champ du microscope. Pour chaque culture, les numérations furent nombreuses (30) et méthodiques, de manière à obtenir des moyennes comparables entre elles.

Les résultats obtenus furent les suivants :

Ballon	Nombre de cellules par champ du microscope.
B1	0.1 à 0.2
B2.	1 à 2
B3.	5.6
B4.	6.7
B5.	6.5
B6.	4.0
B7.	6.2
B12	5.1
B8.	2.1
B9.	3.1
B10	1.6
B11	8.2

C'est pour l'eau distillée que le nombre le plus élevé de cellules par champ du microscope fut constaté. L'examen microscopique nous donne l'explication de ce phénomène paradoxal à première vue. Alors que dans toutes les autres cultures on voit des cellules plus ou moins grandes (6 à 12 μ environ de diamètre) à plastide normale et à pyrénoïde, on constate que dans l'eau distillée les cellules de 6 à 12 μ sont rares et décolorées. Il y a pullulation de petites cellules rondes ayant de 4 à 5 μ de diamètre, ces cellules sont d'un vert-pâle, à plastide diffuse. Ces renseignements indiquent que l'on se trouve en présence de cellules malades et atteintes dans leur vitalité. Pourtant, la culture d'ensemencement présentait de nombreuses cellules de grandes dimensions, il y a donc eu multiplication, fragmentation des cellules dans l'eau distillée. Klebs [72] et d'autres savants ont signalé des faits analogues au sujet de l'action de l'eau distillée sur des Algues cultivées en milieu nutritif. Dans de telles conditions Klebs a constaté que les Algues se fragmentent, se résolvent en zoospores, la chose est particulièrement frappante pour *Hydrodictyon reticulatum*. A. Richter [116] a signalé que *Tetraspora explanata* ayant poussé dans 11 p. c. de NaCl se développe abondamment quand on transporte cette Algue dans l'eau pure. *Chlorella luteo-viridis* mise dans l'eau pure se résout en petites cellules, l'Algue végète quelque temps puis meurt n'ayant pas à sa disposition les éléments nutritifs indispensables.

Dans les ballons B1 à B5 (voir p. 121), nous constatons que le nombre des cellules croît à mesure que diminue la concentration. Si nous consultons le tableau indiquant l'intensité de la croissance (p. 120), nous voyons que c'est dans ces mêmes cultures qu'après 8 à 10 jours l'Algue s'est développée le plus vite; alors que les autres ballons (B6 et suivants) ne présentaient aucune culture.

Cette croissance rapide de l'Algue dans des solutions d'une certaine concentration est remarquable. Nous avons vérifié la chose dans la 2me série de cultures. Il y a là semble-t-il une excitation dans le développement et la multiplication des cellules. A l'examen microscopique, les cultures B1 à B5 montrent l'existence de cellules normales, de grande dimension (10 à 12 μ environ) bien vertes, ordinairement entourée d'une membrane à double contour, ces cellules sont en pleine vitalité.

Il est peu probable, ainsi qu'on pourra le constater plus loin (pp. 130 et 134) que cette multiplication soit provoquée par la pression osmotique. Les fortes pressions osmotiques retardent ou empêchent la croissance. La raison intime de ce curieux phénomène nous échappe, peut-être la composition chimique joue-t-elle un rôle, mais nous n'avons pu le préciser. Les cultures ayant subi les mêmes conditions de température, d'éclairement, de pression atmosphérique, nous ne pouvons songer à attribuer à ces causes le phénomène observé. Peut-être pourrions-nous faire état de la remarque suivante de Pfeffer [112] que des doses submaximales de corps nuisibles déterminent souvent une réaction transitoire ou durable qui se manifeste par une augmentation de l'activité des échanges et souvent aussi par l'accélération de la croissance (N. Ono, 1900).

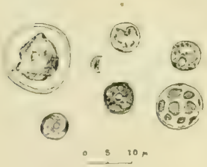


Fig. 1 (*).

Culture en milieu liquide calcique dilué au 1/[illegible] (B7), à la lumière, après 2 mois. Grossissement 850 fois.

L'excitation due aux concentrations assez fortes de liquide nutritif sur le développement ne persiste pas. Les cultures B6 à B10, faibles au début, se développent d'une façon continue et leur intensité dépasse au bout d'un mois celle des cultures en milieux nutritifs concentrés. Les nombres de cellules par champ du microscope pour les cultures B6 à B10 (p. 121) forment une courbe régulière dont le sommet se trouve en B7 et B12. Il faut remarquer que dans ces cultures (fig. 1) il y a plus de petites cellules que dans les cultures B1 à B5, où l'on ne constate que peu de

---

(*) *N. B.* — Le grossissement pour tous les dessins (Fig. 1 à 28) est de 850 fois, sauf indications contraires. Dessins à la chambre claire de Nachet, obj. 7, oc. 3, tube 160 m/m.

sporanges. Dans les concentrations de 1/32 à 1/50 à côté des grandes cellules, il y a des cellules sporangiales. La multiplication se fait normalement et de façon continue, c'est ce qui explique que ces concentrations se sont montrées si favorables au bon développement de *Chlorella luteo-viridis.*

Nous avons pesé, après cinq mois, les Algues de la deuxième série de cultures. Les ballons B1 à B5 ont donné des récoltes trop faibles pour être pesées, nous ne donnerons que les chiffres obtenus pour les cultures B7 à B12, elles seules présentent de l'intérêt.

Ballon	Poids des cultures en grammes (substance sèche rapportée à 1 litre).
B7.	1,870
B12	1.912
B8.	1.658
B9.	1.442
B10	1.054
B11	0.696

Il résulte de ces chiffres, que ce sont les concentrations de 1/32 (B7) à 1/64 (B8) qui sont les plus favorables. La concentration de 1/50 S-M (B12) semble être l'optimum de concentration pour la culture de *Chlorella luteo-viridis*. Cet optimum correspond à une concentration de 0.55 p. c. de substances salines.

Série pauvre en chaux (Série A)

BALLONS N°	DILUTION S-M	9 jours	1 1/2 mois	3 mois	Nombre de cellules par champ du microscope
A1	0	traces	traces	faible	1.0
A2	3/4	traces	très faible	faible	1.6
A3	1/2	traces	très faible	faible	(0.8)
A4	1/4	traces	très faible	assez faible	2.5
A5	1/8	traces	faible	assez faible	2.3
A6	1/16	traces	faible	assez faible	4.8
A7	1/32	traces	assez faible	assez forte	8.5
A8	1/64	très faible	faible	assez faible	9.2
A9	1/128	très faible	assez faible	assez faible	2.3
A10	1/256	faible	faible	faible	1.9
A11	1/512	faible	faible	faible	0.5

Ce milieu nutritif inorganique s'est montré beaucoup moins favorable que le liquide riche en chaux pour le développement de *Chlorella luteo-viridis*. Le meilleur développement a été constaté pour la dilution 1/32 S. M. (A7), soit 0.09 p. c. de concentration saline.

L'examen du nombre de cellules dans chaque culture, évalué comme nous l'avons dit plus haut après 14 jours, permettait de prévoir ce fait. Nous voyons en effet que les nombres de cellules par champ du microscope forment une courbe assez régulière dont le sommet se trouve en A7 et A8. De A1 à A8, on voit que le nombre des cellules augmente à mesure que la concentration saline diminue. Les nombres de cellules diminuent brusquement lorsqu'on dépasse une concentration de 1/128 (A9), la diminution se fait dès lors dans le même sens que l'abaissement du degré de dilution.

Les résultats peu favorables que nous avons obtenus avec ce milieu nous ont décidés à l'abandonner ; des expériences entreprises avec diverses Algues, nous ont montré que ces organismes dépérissent au bout de trois à quatre repiquages successifs dans ce même milieu. Nous attribuons l'action défavorable de cette solution nutritive à une faible teneur en chaux, cet élément se trouvant d'ailleurs sous une forme à peu près insoluble : le phosphate tricalcique.

Série acide (Série C).

BALLON N	DILUTION S-M	5 jours	7 jours	1 mois	3 1/2 mois
C1	0	O	O	O	O ?
C2	3/4	O	O	O	O ?
C3	1/2	O	O	O ?	très faible
C4	1/4	O	O	traces	faible
C5	1/8	O	O	traces	assez forte
C6	1/16	O	traces	très faible	assez forte
C7	1/32	O	traces	très faible	forte
C8	1/64	O	très faible	faible	forte
C9	1/128	O	très faible	faible	très forte
C10	1/256	faible	assez faible	assez faible	assez forte
C11	1/512	faible	faible	assez faible	assez faible
C12	1/1024	très faible	faible	faible	faible

La croissance dans les cultures C1 à C4 reste très faible. La solution acide, dont la composition est comparable à la solution calcique (série B), diffère de cette dernière par son caractère acide. Ce facteur agit pour entraver le développement de *Chlorella luteo-viridis*, qui, nous l'avons vu, se développe mieux dans les solutions correspondantes de la série B.

L'action inhibitrice exercée par l'acidité diminue en même temps que la concentration en matières salines. Pour une dose suffisante cette solution se montre beaucoup plus favorable que la solution B. Le maximum de développement a été observé dans les cultures C7 (1/32 S-M), C8 (1/64 S-M) et C9 (1/128 S-M). Les solutions plus diluées (au delà de 1/256 S-M) se sont montrées favorables au début de la croissance, très nette au bout de 5 jours. Pourtant cette avance des cultures ne s'est pas maintenue dans la suite. Remarquons que dans ces dilutions extrêmes, la multiplication des cellules a été rapide dès le début, on observe en effet de nombreuses petites cellules et des sporanges (fig. 2). Ces petites cellules ont toutes un pyrénoïde.

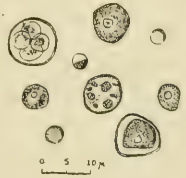


Fig. 2.
Culture en milieu liquide acide dilué au $^1/_{256}$ (C10), à la lumière, après 2 mois.

Dans les dilutions 1/4 à 1/128 le nombre de petites cellules est beaucoup moindre, il y a majorité de cellules ayant de 8 à 12 μ de diamètre D'après nos expériences, la solution acide optimale est celle de 1/128 ou de 1/100; elle correspond à une concentration saline totale de 0.24 $^0/_0$.

Pour nos recherches ultérieures, tenant compte des expériences que nous venons d'exposer, nous avons choisi le liquide calcique dilué 50 fois (série B). Le caractère acide de la série C nous a fait rejeter ce milieu, l'acidité étant un facteur pouvant amener des troubles et modifiant l'aspect des cellules. L'abondance du développement pour certaines concentrations du milieu acide ne permet d'ailleurs que difficilement d'apprécier l'intensité de la croissance quand on ajoute des corps organiques à ce milieu. L'activité moyenne de la croissance dans le liquide calcique rend aisée l'appréciation dans l'intensité de la croissance et pour cela nous a paru convenir spécialement, lorsqu'il s'agit d'évaluer le développement des Algues en présence de corps organiques.

III. — Milieu nutritif alcalinisé par le carbonate de potassium.

Dans la série d'expériences suivante et celles qui seront exposées plus loin, nous ajoutons au liquide riche en chaux (solution-mère B diluée 50 fois) des quantités croissantes de diverses substances inorganiques ou organiques.

Nous avons alcalinisé le milieu par du CO^3K^2, voici les résultats culturaux que nous avons obtenus :

Ballons N°	Concentration en CO^3K^2 %	8 jours	13 jours	21 jours	1 1/2 mois	2 mois	5 mois
1	10.0	0	0	0	0	0	0
2	7.5	0	0	0	0	0	0
3	5.0	0	0	0	0	0	0
4	4.5	0	0	0	0	0	0
5	4.0	0	0	traces ?	traces ?	traces ?	très faible
6	3.5	0	0	traces ?	traces	traces	faible
7	3.0	0	0	traces ?	traces	traces	assez forte
8	2.5	0	0	traces ?	très faible	assez faible	très forte
9	2.0	0	0	traces	faible	assez forte	très forte
10	1.5	0	0	très faible	faible	forte	très forte
11	1.0	0	0	très faible	assez faible	forte	très forte
12	0.5	0	0	très faible	assez faible	forte	très forte
13	0.25	0	0	traces	assez faible	forte	très forte

L'ensemencement a été faite aux dépens d'une culture sur gélose glucosée à 1 %, émulsionnée dans 10 cc. d'eau physiologique. Chaque ballon de 50 cc. a reçu trois gouttes d'émulsion. Elle présente au microscope de nombreuses cellules vertes normales.

Il résulte de nos expériences qu'une alcalinité correspondant à 4.5 %. de CO^3K^2 empêche toute croissance de *Chlorella luteo-viridis*. Un témoin en liquide calcique (1/50 S-M) s'est parfaitement développé. Une forte alcalinité est nuisible. L'action défavorable de CO^3K^2 se manifeste encore pour des doses de 3.5 et de 4 %; le développement reste faible.

En dessous de 3 %. de CO^3K^2 la croissance est singulièrement favorisée, si l'on attend quelque temps. Il faut en effet noter que l'alcalinisation empêche un développement rapide au début des cultures. Au bout de deux mois environ on constate un abondant développement dans les milieux renfermant de 0.5 à 2 % de CO^3K^2. Après quatre mois les doses de 2.5 et 3 % sont presque aussi vigoureuses que celles de 0.5 à 2 %.

Nous avons pesé les récoltes d'Algues après 5 mois de culture. Nous avons obtenu, pour un litre de solution, les poids suivants en substance sèche (à 105-110°C, dessication jusqu'à poids constant).

Culture n°	Quantité de $CO3K2$ par litre.	Substance sèche d'Algue pour un litre de solution.
5	40 gr.	1.212 gr.
6	35 »	1.800 »
7	30 »	1.832 »
8	25 »	26.650 »
9	20 »	26.574 »
10	15 »	20.390 »
11	10 »	15.456 »
12	5 »	9.612 »
13	2.5 gr.	6.920 »

Pour les doses de 3 à 4 °/o de CO^3K^2, le poids de la récolte ne diffère guère ce que nous avons trouvé pour le témoin : 1.912 gr. (voir p. 123); ils sont légèrement inférieurs, l'intensité du développement est d'ailleurs identique.

Pour une dose de 2.5 °/o de CO^3K^2 nous trouvons une augmentation brusque et énorme de la récolte d'Algue. Nous pouvons la comparer avec l'action des aliments organiques les plus favorables. Une dose de 2 °/o de CO^3K^2 a sensiblement la même action. Pour des doses moindres le poids des récoltes diminue graduellement et pour 0.25 °/o la récolte est encore de 6.92 gr., soit supérieure de 4 gr. par litre à la récolte obtenue dans le témoin non carbonaté.

Nous avons également dosé titrimétriquement la quantité de CO^3K^2 existante dans nos cultures après 5 mois, nous avons trouvé :

CULTURE N°	QUANTITÉ DE CO^3K^2		DIFFÉRENCE
	au début de la culture	trouvée après 5 mois	
3	2.50 gr.	2.500 gr.	0.0000
6	1.75	1.5254	— 0.2246
7	1.50	1.4828	— 0.0172
8	1.25	0.9318	— 0.3182
9	1.00	0.7626	— 0.2374
10	0.75	0.5085	— 0.2415
11	0.50	0.4236	— 0.0764
12	0.25	0.2965	+ 0.0465
13	0.125	0.1331	+ 0.0081

A part les résultats des cultures 12 et 13, nous avons observé qu'il y a diminution de l'alcalinité des cultures. Les faibles différences entre les doses initiales et finales des cultures 12 et 13 se trouvent comprises dans les limites d'erreurs expérimentales. Il n'en est pas de même pour les autres résultats, notamment pour les cultures 8, 9, 10. C'est justement dans ces mêmes cultures que nous avons observé la croissance la plus forte. Le rapprochement est intéressant. A quoi est due la diminution de l'alcalinité? à la destruction du carbonate, qui aurait servi d'aliment carboné; ou bien, à la production d'acides par l'Algue, acides neutralisés par le potassium du carbonate; ou bien, à l'action simultanée de ces deux causes? Lorsque l'on cultive *Chlorella luteo-viridis* sur de la gélose au tournesol (bleue), on remarque que les colonies de l'Algue en se développant rosissent très légèrement le milieu, mais la réaction reste très faible. N'y a-t-il pas là un fait analogue à celui qui fut signalé pour les ferments butyriques, qui normalement produisent l'acide butyrique en petites quantités. Cette propriété est exaltée lorsque l'on alcalinise les milieux de culture avec de la craie. Dans le cas présent CO^3K^2 en excès inciterait l'Algue à toujours secréter des acides, puisque, dès qu'ils sont produits, ils sont neutralisés. Cela expliquerait assez bien la diminution de l'alcalinité totale que nous avons constatée titrimétriquement. D'autre part, nous avons remarqué que les cultures qui se développaient en présence de CO^3K^2, bien que se trouvant exposées à une lumière diffuse, dégageaient toujours quelques bulles gazeuses. Était-ce de l'oxygène ou de l'acide carbonique? Nous ne nous en étions pas assuré. Les cultures en milieux non alcalinisés n'ont jamais présenté de bulles gazeuses.

Bialosuknia [22], étudiant la corrosion du marbre par *Diplosphaera Chodati*, conclut à l'action de CO^2; il rejette, d'après ses expériences, l'idée de la production d'acide. Krüger [74] indique que pour un organisme très voisin de *Chlorella* (*Prototheca Zopfii*) il y a production d'un acide non déterminé dans les cultures. D'après cet auteur, *Chlorella protothecoides* et *Chlorothecium saccharophilum* produisent de l'acidité dans certaines conditions de culture. D'après Richter [117] les Diatomées ne forment pas d'acides, elles produisent de l'acide carbonique. Il y avait une autre hypothèse à envisager, c'est la valeur nutritive du carbonate de potassium; l'acide carbonique du carbonate peut-il être utilisé? Un fait curieux qui vient appuyer cette idée, c'est que *Chlorella luteo-viridis* produit en présence de CO^3K^2 du glycogène en grande quantité. Dans tous les autres milieux minéraux, rien d'analogue ne se manifeste.

La réserve de matière hydrocarbonée est liée à une alimentation abondante et favorable. Le carbonate de K à la dose de 0.5 °/o permet à l'obscurité un développement sensible de l'Algue que nous étudions, alors qu'un tube témoin non alcalinisé présente un développement très faible.

Nous avons donc des arguments en faveur de chacune des hypothèses que nous avions faites. La question mérite certes d'être reprise.

IV. — Milieu nutritif additionné d'acide tartrique.

Cette série de cultures fut faite pour voir si *Chlorella luteo-viridis* supporte une réaction due à un acide libre. Il y a des cas où l'on a observé des Algues résistant à des doses assez fortes d'acides; c'est le cas notamment pour les recherches classiques de Zumstein [130]. Il montra qu'*Euglena gracilis* Klebs peut supporter des doses assez fortes d'acide citrique. Nous basant sur les recherches de Migula [99], nous avons utilisé un acide organique pour produire l'acidification du milieu de culture. On sait que les acides inorganiques ont une action énergique et beaucoup plus violente que les acides organiques. Nous avons choisi l'acide tartrique, que nous avons additionné au milieu calcique, dans les mêmes proportions que CO^3K^2. Nous avons obtenu :

Ballon N°	Dose d'acide tartrique °/₀	Après 8 jours	Après 21 jours	Après 1 1/2 mois	Après 3 mois	Après 5 mois
1	10.0	O	O	O	O	O
2	7.5	O	O	O	O	O
3	5.0	O	O	O	O	O
4	4.5	O	O	O	O	O
5	4.0	O	O	O	O	O
6	3.5	O	O	O	O	O
7	3.0	O	O	O	O	O
8	2.5	O	O	O	O	O
9	2.0	O	O	O	O	O
10	1.5	très faible	traces	O	O	O
11	1.0	très faible	traces	O	O	O
12	0.5	très faible	très faible	très faible	O	O
13	0.25	très faible	très faible	très faible	très faible	O

L'acidité due à un acide organique est donc nettement défavorable à la culture de l'Algue. Quelques cultures seules se sont développées, et encore bien maigrement au début. Au bout d'un certain temps toutes les cultures ont été tuées et décolorées. La culture additionnée de 0.25 °/₀ d'acide tartrique a résisté trois mois.

Pour les dilutions faibles l'acide a provoqué une excitation passagère de la multiplication; il est aussi assimilé, c'est ainsi que nous avons constaté par l'iode dans les cultures 6, 10, 11, 12 et 13, une réaction nette du glycogène. Dans les cultures 12 (0.5 °/₀) et 13 (25 °/₀ d'acide tartrique) après deux mois, nous constatons (fig. 10, A) qu'il y a de nombreuses cellules vertes, mesurant jusque 10 et 12.3 μ de diamètre. Ces cellules ont un aspect normal, la plastide est unique, d'un beau vert et pourvue d'un beau pyrénoïde. Dans les cultures 10 (1.5 °/₀) et 11 (1 °/₀ d'acide tartrique), les cellules (fig. 10, B) n'ont plus l'aspect normal après un mois; le contenu cellulaire est désagrégé, décoloré, formant une masse granuleuse au centre de la cellule; la membrane est épaisse, même pour les cellules de petite dimension, parfois il y a deux membranes emboîtées l'une dans l'autre. Ces faits sont l'expression d'une désorganisation profonde des cellules.

V. — Milieu nutritif additionné de substances osmotiques.

Nous avons fait plusieurs séries différentes de cultures, pour rechercher l'action des substances osmotiques sur *Chlorella luteo-viridis*. Le milieu calcique a été additionné de doses croissantes de nitrate de potassium, de chlorure de sodium, de saccharose et d'un mélange de nitrate de potassium, chlorure de sodium et de phosphate tricalcique.

Les résultats obtenus sont consignés dans les tableaux suivants :

Liquide nutritif additionné de nitrate de potassium

Ballons N°	Concentration en NO³K °/o	Après 15 jours	Après 1 mois	Après 2 mois
0	20	O	O	O
1	15	O	O	O
2	10	O	traces ?	traces
3	9	O	traces	traces
4	8	O	traces	très faible
5	7	traces ?	très faible	très faible
6	6	traces ?	très faible	très faible
7	5	traces	très faible	très faible
8	4	traces	faible	faible
9	3	traces	très faible	faible
10	2	traces	traces	très faible
11	1	traces	faible	faible
12	0.4	traces	faible	faible
témoin	0	traces	faible	assez faible

Liquide nutritif additionné de chlorure de sodium

Ballons N°	Concentration en NaCl °/o	Après 15 jours	Après 1 mois	Après 2 mois
0	20	O	O	O
1	15	O	O	O
2	10	O	O	O
3	9	O	O	O
4	8	O	O	O
5	7	O	O	O
6	6	O	O	O
7	5	traces ?	traces	très faible
8	4	traces ?	traces	très faible
9	3	traces ?	traces	très faible
10	2	traces	très faible	très faible
11	1	traces	très faible	faible
12	0.4	traces	faible	faible

Liquide nutritif additionné de saccharose

Ballons N°	Concentration %	Après 15 jours	Après 1 mois	Après 2 mois	
0	20	traces?	traces	faible	L'Algue a une couleur jaune d'or
1	15	traces	traces	faible	
2	10	traces	assez faible	assez faible	
3	9	très faible	assez forte	assez forte	
4	8	très faible	assez forte	assez forte	
5	7	très faible	assez forte	forte	
6	6	faible	forte	forte	Algue panachée (jaune et vert)
7	5	faible	assez faible	forte	
8	4	faible	assez forte	assez forte	
9	3	faible	forte	assez forte	Algue verte
10	2	faible	assez forte	assez forte	
11	1	très faible	assez forte	assez forte	
12	0.4	traces	assez faible	assez forte	

Liquide nutritif additionne de NO^3K, NaCl et $(PO^4)^2Ca^3$

Ballons N°	NO^3K %	NaCl %	$(PO^4)^2Ca^3$ %	Après 5 jours	Après 8 jours	Après 21 jours	Après 1 mois	Après 2 mois	Après 5 mois
1	20	20	10	0	0	0	0	0	0
2	16	16	8	0	0	0	0	0	0
3	12	12	6	0	0	0	0	0	0
4	8	8	4	0	0	0	0	0	0
5	4	4	2	0	0 ?	traces?	très faible	très faible	très faible
6	2	2	1	0	traces?	traces	très faible	faible	assez faible
7	1	1	0.500	0	traces	très faible	faible	assez faible	assez faible
8	0.500	0.500	0.250	traces	traces	très faible	faible	assez faible	assez faible
9	0.240	0.240	0.120	traces	traces	très faible	faible	assez faible	assez faible
10	0.120	0.120	0.060	0	traces	très faible	faible	assez faible	assez faible
11	0.080	0.080	0.040	traces	traces	très faible	faible	assez faible	assez faible
12	0.040	0.040	0.020	traces	traces	traces	faible	assez faible	assez faible

Les expériences notées dans les tableaux précédents confirment ce que nous savions déjà, que *Chlorella luteo-viridis* peut supporter des pressions osmotiques assez fortes. Considérons à part le sucre, à cause de son caractère alimentaire.

Le sucre à la dose de 7 à 20 % détermine la chlorose de l'Algue, les cultures sont assez abondantes. Pour les doses de 4 à 6 % la croissance est forte et la culture est panachée, formée d'Algues vertes et d'Algues chlorotiques, jaunes. La panachure disparait dans les concentrations inférieures à 3 °/o de sucre.

Comparées à une culture témoin, les cultures en milieu sucré sont beaucoup plus abondantes. Des pesées, faites après trois mois, démontrent la chose. Par exemple :

1 litre de liquide nutritif	+ 0.4 °/o	sucre	donne	1.840	gr.	de récolte	(substance sèche à 110°C)
»	+ 3 °/o	»	»	5.960	»	»	»
»	+ 10 °/o	»	»	10.140	»	»	»

Si nous comparons ces pesées avec la récolte d'une culture témoin, 1.912 gr. de substance sèche pour 1 litre de liquide calcique, nous constaterons l'action favorisante du sucre (¹).

Examinons maintenant les sels osmotiques NO^3K, NaCl. Leur action diffère de celle du sucre ; ils entravent complètement le développement de *Chlorella luteo-viridis* pour une dose assez forte. Les doses limites supportées et permettant quelque développement sont celles de 10 °/o pour NO^3K et 5 °/o pour NaCl. Le nitrate semble mieux supporté que le chlorure de Na. Dans la série de cultures additionnées de chlorure de sodium le développement reste faible et n'atteint pas en intensité celui d'une culture témoin en liquide nutritif calcique non additionné de sel.

Il était intéressant de constater comment agit la pression osmotique sur les cellules d'Algue. Nous devons à Fischer [55] des indications sur le mode d'action de la pression osmotique chez les organismes inférieurs. Il distingue les Bactéries très perméables au chlorure de sodium (*Bact. Anthracis, Bac. subtilis, Bac. proteus*) et les microbes qui ne permettent qu'une faible pénétration des sels (*Vib. cholerae, Bact. typhi, Bact. coli, Microc. prodigiosus*). Les premières ne se plasmolysent pas par des solutions salines concentrées de NaCl, les secondes se plasmolysent.

Nous avons recherché comment *Chlorella luteo-viridis* réagit à l'égard des solutions concentrées. En faisant agir une solution de nitrate de potassium à 20 °/o sur des cellules d'Algue cultivées dans des milieux nutritifs peu concentrés (A11, B11, C12), on obtient une forte plasmolyse ; au bout de cinq minutes, le contenu cellulaire de l'Algue se sépare de la membrane et forme une masse sphérique au centre de la cellule.

Inversement, si on prend une culture en solution concentrée et si on plonge les cellules dans de l'eau distillée, on voit le cytoplasme et la

---

(¹) Des expériences, actuellement en cours, nous ont montré que *Chlorella luteo-viridis* pousse encore très bien dans une solution de sucre de 60 °/o. La croissance est arrêtée pour une dose de 70 °/o de saccharose plastide se coller contre la membrane. Pour les cellules qui n'ont pas de membrane épaisse, résistante (les petites cellules), on observe des phénomènes analogues à ceux que l'on obtient quand on transporte des organismes monocellulaires marins (Infusoires, etc...) dans de l'eau pure ; les cellules gonflent, s'arrondissent ; le cytoplasme, la plastide sont repoussés vers la périphérie, quelques cellules éclatent, se vident.

Chlorella luteo-viridis rentre donc dans la catégorie des organismes inférieurs qui se plasmolysent dans les solutions salines concentrées. Cette Algue peut pourtant s'adapter parfaitement à des solutions d'une faible concentration. Ajoutons que nous n'avons pas constaté de plasmolyse pour les Cyanophycées *Oscillatoria brevis, O. amphibia et Phormidium autumnale* que nous avions étudiées expérimentalement. Osterhout [105, 106] signale un fait analogue pour *Lyngbia.*

Nous avons aussi étudié l'action combinée des sels osmotiques que nous avions étudiés séparément. Pour cela nous fîmes des cultures en liquide nutritif calcique additionné de NO^3K, $NaCl$ et $(PO^4)^2Ca^3$. Schreiner et Skinner [121] étudièrent les proportions de NO^3Na, $K\,Cl$ et $(PO^4)^2Ca^3$ les plus favorables à la croissance de plantules de froment. Ils trouvèrent que le milieu le mieux approprié renfermait, pour 1.000.000 parties d'eau distillée, 16 parties de phosphate, 32 parties de nitrate et 32 parties de chlorure de potassium. Nous basant sur ces recherches, nous avons ajouté au liquide nutritif calcique, du nitrate de potassium, du chlorure de sodium et du phosphate de chaux. Nous avons pris ici du chlorure de sodium au lieu de chlorure de potassium, eu égard aux expériences que nous avions faites avec NO^3K et $NaCl$; il nous était ainsi possible de comparer les diverses séries culturales. Nous avons conservé les proportions de Schreiner et Skinner entre les divers sels à savoir : 1 partie de phosphate pour 2 parties de nitrate et 2 parties de chlorure. Ces sels ont été ajoutés en proportions croissantes ainsi qu'il est indiqué p. 131. Nous avons obtenu les poids de récolte en substance sèche suivants :

Culture n°	Poids d'Algue en substance sèche pour 1 litre.	
5	1.890	Poids moyen 1.5225
6	1.278	
7	1.866	
8	1.056	
9	2.202	Poids moyen 2.5495
10	2.728	
11	2.180	
12	2.088	

Rappelons qu'en liquide calcique, le poids de récolte d'Algue est de

1 gr. 912 pour 1 litre de solution nutritive. Comparons avec les récoltes obtenues ; nous trouvons qu'en moyenne, la récolte ne diffère pas beaucoup de ce que nous avons obtenu dans le témoin liquide calcique. Les pesées des cultures 5 à 8 sont un peu inférieures à 1.912, celles des cultures 9 à 12 un peu supérieures. La constance dans les résultats indique que les quantités proportionnelles de sels que nous avons choisies ont une action favorable et égale quelle que soit la dose des divers sels, au-dessous d'un maximum de 4 % No^{3}K+4 % NaCl+2 % $(PO^4)^2Ca^3$. Au-dessus de ces valeurs, il n'y a plus de croissance. Si nous considérons chaque sel en particulier, nous voyons que le nitrate de K, qui seul était supporté à la dose de 10 %, ne l'est plus qu'à la dose de 4 % dans le mélange. Pour ce qui est du chlorure de sodium pur, il est supporté à la dose de 5 % seul, et à la dose de 4 % dans le mélange. On peut en conclure que le facteur limitant la croissance dans le mélange doit être NaCl.

Les pressions osmotiques des cultures limites sont calculées d'après Hamburger [64] par l'abaissement du point de congélation.

NO^{3}K	10 %	36.988	atmosphères	
NaCl	5 »	37.532	»	
NO^{3}K	4 »	16.332	»	46.234 atmosphères
NaCl	4 »	29.902	»	

Ces calculs permettent de constater en premier lieu, qu'une solution de NO^{3}K à 10 % exerce sensiblement la même pression qu'un solution de NaCl à 5 % (pression de 37 atmosphères). L'arrêt du développement de la culture est donc dû pour les deux cultures à la pression osmotique du sel expérimenté. Pour être exacts, nous devions compter également la pression osmotique exercée par le liquide calcique, mais ce facteur étant commun à toutes nos solutions, nous pouvons ne pas en tenir compte lorsque nous comparons les solutions les unes aux autres. Cette pression n'est pas très forte, car nous savons (1) que 1.01 gr. NO^{3}K % exerce une pression de 4.5 atmosphères ; or, dans le liquide calcique dilué au 1/50, il y a 0.2 % NO^{3}K.

Ne tenant pas compte de la faible pression du liquide calcique, examinons les chiffres que nous avons obtenus pour le milieu additionné de NO^{3}K, de NaCl et de $(PO^4)^2Ca^3$. Nous laissons de côté le phosphate de chaux pour lequel nous n'avons pas trouvé de renseignements. Dans ces conditions nous avons en présence deux corps NO^{3}K à 4 % et NaCl à 4 %. Ainsi qu'il est indiqué (p. 22), la pression totale exercée par ces corps est de 16.3 + 29.9 = 46 atmosphères. Mais on sait que, quand deux sels se trouvent en solution, chacun de ceux-ci exerce sa pression osmotique indépendamment l'un de l'autre. En réalité l'Algue se trouve en présence de deux solutions, l'une de NO^3K, l'autre de NaCl ; c'est cette dernière qui agit par sa pression osmotique pour empêcher la culture. La série de cultures faites avec NaCl seul, indique que la dose limitante est d'environ 5 $^0/_0$ (37 atmosphères). De nouvelles recherches, actuellement en cours, nous permettront de mieux préciser ces points.

---

(1) Voir L. ERRERA, *Cours de physiologie moléculaire*. Recueil de l'Institut botanique L. Errera T. VII, 1908, p. 115.

VI. — Résistance à la température.

Les Algues vertes sont des organismes qui vivent en général dans des conditions de température peu élevée. Nous avons déterminé quels sont les maxima de température supportés. Nous avons constaté qu'à 42-43° C. la vie de *Chlorella luteo-viridis* n'est pas possible, les cultures ensemencées ne résistent pas à cette température.

Cette expérience préliminaire nous a amené à expérimenter une température inférieure, celle qui est couramment utilisée pour la bactériologie : 38° C. Voici comment nous opérions. On fait avec une culture sur gélose glucosée à 1 $^0/_0$, une émulsion bien homogène de l'Algue dans l'eau physiologique. Cette émulsion est utilisée pour ensemencer abondamment des tubes de gélose purifiée additionnée de liquide calcique. On conserve à la température ordinaire (20° C.) les cultures témoins. Les cultures mises en expériences et fraîchement ensemencées sont placées à l'étuve de Roux (38° C.) pendant un temps plus ou moins long. Après ce temps, elles sont conservées à la température ordinaire avec les tubes témoins. On observe, après un mois, s'il y a eu développement ou non.

Nous donnons ci-dessous les résultats obtenus :

Temps de mise à l'étuve à 38° C.	Résultat des cultures	Temps de mise à l'étuve à 38° C.	Résultat des cultures
témoin 0 heure	croissance parfaite	24 heures	très faible croissance, quelques petites colonies d'Algues
1/4 heure	» »		
1/2 »	» »		
1 »	» »	36 »	pas de croissance
2 1/2 heures	» »	48 »	» »
3 »	» »	3 jours	» »
4 »	» »	4 »	» »
6 »	croissance plus faible	5 »	» »
12 »	pas (?) de croissance	15 »	» »

Ces expériences montrent que notre Algue peut résister de douze à vingt-quatre heures à la température de 38° C. ; les cellules ne sont pas protégées, il n'y a pas de spores, c'est donc la forme végétative qui peut supporter cette température. Dans la nature, il est rare que dans nos régions les eaux s'échauffent à cette température, atteinte seulement dans des mares ou des flaques d'eau exposées au soleil. Nos expériences montrent que si ces influences de température défavorables se produisent, les formes végétatives des Algues peuvent résister pendant un temps suffisant.

Le développement de nos cultures d'Algues s'est toujours montré excellent à la température du laboratoire, 18 à 23° C., suivant les saisons. Il nous a cependant semblé plus actif en été qu'en hiver, mais comme l'éclairement peut aussi intervenir comme facteur favorisant en été, nous ne pouvons affirmer qu'une température un peu plus élevée a une action sur le développement.

VII. — Considérations à propos des expériences précédentes.

Nous avons exposé dans les pages précédentes les expériences que nous fîmes avec *Chlorella luteo-viridis*. Nous y avons joint quelques renseignements nécessaires pour la compréhension des faits relatés. Pour ne pas alourdir cet exposé, pour le rendre plus clair, nous en avons éliminé les discussions bibliographiques, assez longues pour certains points. L'exposé de ces questions fera l'objet de ce présent paragraphe.

Le Calcium est-il un élément nécessaire pour la vie des Algues ?

Ce problème est un de ceux qui furent le plus discutés par les algologistes. Il n'est pas résolu actuellement d'une façon nette et précise. Les opinions varient suivant les auteurs. D'après Chodat [43] « le calcaire ne paraît pas toujours nécessaire au développement des » Algues. On en trouvera donc également dans des eaux presque » dépourvues de carbonate et de sulfate de chaux. Selon Molish » (1891) le calcium est inutile à *Microthamnium Kutzingianum* » Naeg. *Stichococcus bacillaris* Naeg, *Ulothrix subtilis* Kg, *Protococcus* sp. Mais Bokorny a trouvé que l'absence simultanée du » calcium et du magnésium correspond à une diminution du noyau » dans les Conjuguées; l'absence de calcium seule produit une rétrogra-

» dation des chromatophores qui selon Loew, contiendraient des » combinaisons nucléino-calciques.

» L'indépendance complète de certaines Algues vis-à-vis des combi- » naisons calciques me paraît peu probable. Ce qui l'est plus, c'est le » danger que fait courir à beaucoup d'entre elles une trop forte pro- » portion de ces sels. Les Algues des tourbières à *Sphagnum* craignent » les eaux calcaires et ne s'y laissent le plus souvent pas cultiver » (*Coelastrum microsporum*, *Desmidiées*, etc.). Est-ce à la présence de » la tourbe en solution ou à l'absence de calcium qu'il faut rapporter » la flore algologique très particulière des tourbières à *Sphagnum?* » C'est ce qu'on ne sait pas encore aujourd'hui. »

Depuis les travaux de H. Paul |111| la question posée par Chodat semble devoir être examinée sous un autre point de vue. Paul étudia l'action du calcaire sur les *Sphagnum*, il écarte l'idée que Ca agisse comme poison. *Sphagnum* n'est pas calcifuge, il est plutôt alcalifuge. Les Sphaignes aériennes produisent des acides favorables à leur alimentation, elles ne peuvent vivre quand ces acides sont neutralisés, par CaO par exemple. Ces acides servent pour les *Sphagnum* non plongés dans l'eau, à faciliter l'assimilation des matériaux utiles amenés par l'extérieur (poussières de l'air). La propriété alcalifuge est d'autant plus accentuée que *Sphagnum* produit plus d'acide.

Ce court résumé du travail de Paul indique que peut-être la flore algologique si spéciale des tourbières dépend de l'acidité des *Sphagnum*. Il faudrait donc que les milieux de culture pour les Algues de tourbière soient acides. Quelques expériences que nous fîmes semblent confirmer cette déduction des travaux de Paul. Nous avons par exemple obtenu à plusieurs reprises des cultures de Desmidiacées sur un milieu solide formé par du liquide calcique agarisé à 2 °/₀ (agar-agar soigneusement lavé). Se sont développés *Penium* sp. et *Cosmarium botrytis*. Ce dernier en poussant à la surface de la gélose avait donné six cellules formant filament; les nouvelles cellules formées n'avaient pu se détacher et s'écarter les unes des autres. Le milieu renfermait du plâtre et du phosphate tricalcique, mais sa réaction était légèrement acide. Ces indications sur la culture de Desmidiées appuyent les considérations qui nous furent suggérées par le rôle de l'acidité dans la flore des tourbières.

Si le calcium peut jouer dans quelques cas son rôle de base, il est certain qu'il exerce sur beaucoup d'organismes une action nuisible, que l'on peut neutraliser en associant à la chaux des corps chimiques, tels que des sels de magnésium. On trouvera des indications sur ce phénomène dans les travaux de J. Loeb |85|, Loew |86|, Hansteen |65|, Osterhout |107 à 110|, Richter |111| et Reed |115|.

Le calcium doit être neutralisé par le magnésium pour ne pas agir comme poison ; le magnésium non neutralisé par Ca agit également de façon défavorable. D'après Hansteen [65], le rapport $\frac{\mathrm{Mg}}{\mathrm{Ca}}$ doit être égal à 0.6 à 1.219, et le rapport $\frac{\mathrm{K}}{\mathrm{Ca}}$ doit être égal à 19.5. Dans le milieu pauvre en chaux que nous avons expérimenté, solution A (p. 115), une partie de la chaux est neutralisée par le potassium ; le restant de la chaux ne suffit pas pour neutraliser le magnésium. Il faut en effet plus de chaux que de magnésium. Il en résulte que la solution pauvre en chaux est trop riche en Mg, par suite, elle exercera une action nocive sur les cultures d'Algues. Cette constatation théorique a été vérifiée par l'expérience. Nous avons vu que la série A (p. 123) a donné, pour *Chlorella luteo-viridis*, des cultures moins développées que la série B (pp. 120 et 121). Mais nous avons une preuve plus décisive encore. Nous avons cultivé diverses Algues en culture pure par repiquages répétés en milieu pauvre en chaux. Nous avons perdu ces cultures, ignorant l'action défavorable du liquide nutritif employé. Nous avons constaté qu'au bout de plusieurs repiquages, les Algues, qui avaient bien poussé au début, finissent par disparaitre, elles sont complètement tuées.

Par contre, nous avons toujours eu d'excellents résultats avec le liquide calcique dilué au 1/50. On remarquera que dans ce milieu il y a une forte proportion de chaux, sous forme de sulfate et de phosphate tribasique. Nous avons pu cultiver dans ce milieu toutes les Algues que nous avons isolées, sans jamais observer le moindre fléchissement dans l'aspect et la marche du développement. Parmi les Algues que nous avons ainsi pu cultiver se trouvent : *Euglena* sp., *Chlamydomonas* sp., *Chlorella vulgaris* Beijer., *Hormidium flaccidum* Kütz., *Stichococcus bacillaris* Naeg., *S. pallescens* Chod., *S. lacustris* Chod., *Coccomyxa* sp., *Oocystis* sp., *Chlorococcum infusionum* Menegh., que nous possédons en culture pure. Nous avons obtenu des cultures mélangées de Bactéries pour de nombreuses Algues, parmi lesquels nous citerons : *Microthamnium Kützingianum*, *Ulothrix* sp., *Scenedesmus obtusus* Mey., *Raphidium* sp., des Diatomées, des Oscillariacées, *Phormidium autumnale* Gomont, *Oscillatoria brevis* Kützing, *O. amphibia* Agardh., etc. ..., *Ophiocytium cochleare* (Eichw.) A. Br., *Porphyridium cruentum* (Ag.) Näg.

Pour tous ces organismes l'influence de la chaux s'est montrée favorable.

Les rôles multiples que peut jouer la chaux (citons encore la neutralisation de l'acide oxalique, déchet de la vie), expliquent pourquoi le problème de la nécessité de la chaux pour les Algues et les autres organismes est resté jusqu'ici sans être résolu de façon nette et satisfaisante. Dans l'état actuel de la question, on doit se contenter d'enregistrer les faits, quitte à les reprendre, à les discuter à fond dans une recherche spéciale.

Brunnthaler [39] a trouvé que *Gloeothece rupestris* peut pousser à la lumière dans le milieu de Molish privé de chaux et dans le milieu de Oehlmann, pourtant, en présence de chaux le développement est meilleur. Sur plaque de plâtre, *Gloeothece* pousse bien, la production de gelée à la lumière est très forte. Senn [123] cultiva avec succès *Scenedesmus acutus* Meyen et *Cœlastrum microsporum* Naegeli dans le liquide de Oehlmann et dans la solution de Knop à 0.2 °/₀ privée de chaux. D'après Frank [56], le calcium est nécessaire pour *Chlamydomonas tingens* A. Braun. Benecke [19] pense d'après ses expériences, que le calcium n'est pas nécessaire pour *Chlamydomonas longistigma* Dill., pour *Protococcus*, *Hormidium nitens*. En l'absence de Ca, *Spirogyra* sp. et *Vaucheria* meurent. Reed [115], reprenant des travaux antérieurs de Bokorny, Loew, Molish sur *Spirogyra*, *Zygnema* et *Vaucheria*, confirme et précise l'action de Ca. Le calcium est utile non seulement comme aliment, mais comme antidote du magnésium. Reed a observé qu'en l'absence de chaux, les membranes ne se forment pas et que chez *Spirogyra*, la spore formée par conjugaison en milieu privé de calcium ne s'entoure pas de cellulose. Pour cet auteur, l'absence de calcium empêcherait la formation de la première lame servant de base à la paroi cellulosique. Adjarof [3] cultivant *Stichococcus minor* en liquide Detmer sans chaux en tube paraffiné, constata un petit développement, lent, ne se poursuivant pas. Pour *Chlorella vulgaris* Beijer, le calcium est aussi nécessaire que pour *Stichococcus minor*. D'après Richter [119], le calcium serait un élément nécessaire pour les Diatomées : *Nitzschia Palea* Kütz, *Navicula minuscula*. On trouvera dans l'ouvrage de Richter la littérature concernant l'action de contrepoison du magnésium pour le calcium. Robert [120] a montré que le calcium ne paraît pas avoir d'influence sur le développement d'*Aspergillus niger* ; s'il agit, c'est à une dose inférieure à celle que décèle l'analyse chimique. D'après Loew [87], les oxalates ne sont pas nuisibles aux Algues et Champignons inférieurs, ces organismes pouvant se passer de chaux. Il n'en est pas de même pour les Algues et Champignons supérieurs pour lesquels la chaux est nécessaire; les oxalates leur sont défavobles, parce qu'ils enlèvent le calcium du noyau et du chloroplaste, et portent ainsi atteinte à l'intégrité du protoplaste.

Réaction acide ou alcaline des milieux nutritifs.

Les milieux de cultures utilisés en bactériologie sont généralement alcalins, ces milieux favorisent le développement des Bactéries. Pour ce qui est des Levures et Moisissures, on préfère utiliser des milieux acides, parfois même additionnés d'acides organiques, l'acide tartrique par exemple. Ce sont là des prescriptions générales; il existe pourtant des exceptions à cette règle, nous ne nous attarderons pas à les citer, elles sont familières à tout bactériologue.

L'influence de la réaction du milieu a été peu étudiée pour les Algues. Cela provient de ce qu'on n'en possédait pas jusqu'en ces derniers temps des cultures dépourvues de Bactéries. Artari [5] fut un des premiers à soulever la question et à montrer son importance pour la culture des Algues. Il note que les Algues se comportent différemment suivant l'espèce à laquelle elles appartiennent. Ainsi, *Chlorella communis* préfère une faible réaction alcaline; cette Algue pousse mieux avec le phosphate bipotassique (alcalin) qu'avec le phosphate monopotassique (acide). L'inverse existe pour *Stichococcus bacillaris*, qui préfère le phosphate acide, dont la dose optimale est de 0.1 à 0.25 %. D'après Osterhout (*Botanical Gazette*, 1907, p. 259) (1), les Algues marines poussent mieux dans l'eau de mer artificielle (formule de Van t' Hof) quand elle est alcalinisée par CO^3NaH, CO^3KH ou $Ca(OH)^2$. L'opinion de Richter [119] sur la question de réaction du milieu est que la plupart des Algues préfèrent un milieu légèrement alcalin. Il a traité la question bibliographique à fond, un examen approfondi ne permet pourtant pas une appréciation aussi nette que la sienne. Beaucoup d'auteurs ont très bien réussi à cultiver des Algues en milieu acide. L'exemple le plus typique est certainement celui qui est fourni par *Euglena gracilis* Klebs étudié par Zumstein [122] (2). Beijerinck [15] isola *Scenedesmus acutus* Meyen et *Chlorella vulgaris* en utilisant des plaques de gélatine, non alcalinisée (acide) à la dose de 10 et 20 %. Le liquide de Knop fut souvent utilisé pour la culture des Algues; d'après Frank [56] ce milieu est favorable dilué à la dose de 0.05 à 3 % à *Chlamydomonas tingens* A. Braun; il n'est pas meilleur s'il est rendu neutre ou s'il est alcalinisé. Le liquide de Knop, additionné de 0.05 % d'acide phosphorique, permet un développement moyen de *Chlamydomonas tingens*: 0.05 % d'acide nitrique sont nuisibles. Le liquide de Knop a servi à Wollenweber (1) pour la culture d'*Haematococcus*. Kossowitsch trouva que *Stichococcus* préfère le phosphate monopotassique (acide) au phosphate bipotassique alcalin, tandis que *Cystococcus* supporte mieux le phosphate alcalin que le phosphate acide. Artari [5] constate également que *Stichococcus bacillaris* préfère le phosphate acide (1 à 5 $^{\circ}/_{\circ}$) au phosphate alcalin (0.5 $^{\circ}/_{\circ}$). Molish, cité par Richter [119], utilisant son milieu, qui a une réaction acide, conclut a l'utilité d'une légère réaction alcaline. Il étudia *Microthammium Kützingianum*, *Stichococcus* et *Protococcus*. Benecke [20], étudiant divers milieux nutritifs pour plantes supérieures, s'est occupé des Algues qui contaminent souvent ces milieux, il signale, d'après Noll, que le développement des Algues, si néfastes pour les cultures de plantes supérieures, est entravé par le liquide de von der Crone. Reed [115] semble aussi partisan des solutions acides pour la culture des Algues, il signale que la solution de Knop ne convient pas. Le nitrate de calcium étant dissocié, le radical acide NO^2 est plus vite utilisé que le radical alcalin CaO ; la solution devient alcaline, ce qui est défavorable pour les Algues. Reed conseille aussi le phosphate monopotassique, il utilise une formule de Beijerinck, qui permet d'obtenir un bon milieu pour la culture des Algues vertes, protonéma de Mousses et prothalles de Fougère. Reed trouve que cette solution ne se modifie pas par une longue culture d'Algues.

---

(1) Cité par Richter [119].

(2) Voir acide citrique.

Pfeffer [112] nous apprend que pour les Algues, les liquides nutritifs ne peuvent pas, en général, être acides. Benecke [19] signale que *Hormidium nitens* est assez indifférent à la réaction du milieu ; il ajoute que la réaction a une action favorable ou non pour diverses Algues, suivant qu'elle est acide ou alcaline.

Krüger [74] employa des milieux alcalinisés par CO^3Na^2 pour toutes les expériences qu'il fit avec *Prototheca moriformis*, *P. Zopfii*, *Chlorella protothecoides* et *Chlorothecium saccharophilum*.

Lutz [89, 90, 91, 92] utilisa pour ses diverses recherches des milieux liquides (de Molish) alcalinisés par CO^3Ca. Schreiner et Skinner [122], étudiant les poisons du sol nuisibles aux racines, ont montré que le carbonate de chaux diminue l'action nocive des poisons du sol, poisons provenant sans doute des racines. Or, Lutz a étudié beaucoup de substances toxiques (alcaloïdes, amides, etc.); on peut se demander si l'addition de CO^3Ca n'a pas eu pour effet de contrecarrer ou du moins de diminuer la toxicité de ces corps. Cette opinion est pourtant en contradiction avec des expériences de Prowazek sur des Infusoires, il a démontré [113] pour *Colpidium* que l'addition de 1 p. 8000 de CO^3K^2 augmente la toxicité de l'atropine, de la quinine, de l'Azur II, du bleu de méthylène ; tandis que l'acide citrique à 1 p. 8000 permet la vie de cet organisme. La question mérite donc d'être étudiée à nouveau en se basant cette fois sur des cultures pures d'Algues.

Treboux [128] utilisa pour cultiver les Algues un milieu à réaction neutre ou mieux alcaline. Il pense qu'une alcalinité trop forte doit être évitée, car les sels de potassium donnent du CO^3K^2 qui augmente l'alcalinité. Bokorny [33] étudia l'action des alcalis (KOH, NaOH et NH^3) sur *Spirogyra*, l'action est défavorable; le carbonate ammonique agit moins énergiquement que l'ammoniaque. D'après Richter [118] *Nitzschia putrida* Benecke demande une faible alcalinité pour se développer, cette Diatomée ne pousse pas en gélatine acide. Divers auteurs, Miquel, Benecke, Karsten, cités par Richter [119], ont constaté qu'une réaction alcaline est favorable aux Diatomées. Enfin, Meinhold [98] trouve également que les Diatomées sont très sensibles aux acides; aussi, conseille-t-il des milieux neutralisés par la soude jusqu'à réaction nette à la phénolphtaléine. Il obtint d'excellents résultats avec *Nitzschia dissipata*, *N. Palea* et *Navicula minuscula* en cultures pures sur ce milieu alcalin.

Une revue approfondie de la bibliographie nous a indiqué combien la question de la réaction du milieu est encore peu précise, combien elle mérite de fixer l'attention des algologues. Un fait acquis, c'est que les milieux additionnés d'acides libres (organiques ou inorganiques) ou d'alcalis libres (NaOH, KOH, NH^3) sont en général défavorables à des doses peu élevées. Pour les milieux nutritifs dont la réaction dépend de leur composition chimique, les opinions les plus divergentes ont été émises, et il semble que l'on ne puisse généraliser les résultats. Il faut étudier chaque Algue en particulier. Cela ne peut se faire d'une façon correcte qu'à l'aide de cultures pures. La plupart des résultats que nous avons consignés plus haut ont été basés sur des cultures impures, contaminées tout au moins par des bactéries; on sait quels troubles ces organismes amènent dans les réactions!

Nous avons eu l'occasion d'observer de nombreuses Algues différentes (plus de 100) en milieu acide (liquide calcique dilué au 50^e^), nous avons toujours constaté une bonne croissance de ces organismes. L'avantage de ce milieu est de favoriser le développement des Algues; il permet d'obtenir des cultures en masse (Rohkulturen des Allemands) assez abondantes que pour espérer les isoler sans trop de difficultés.

Les résultats que nous avons obtenus avec *Chlorella luteo-viridis* montrent combien, pour un même organisme, il est difficile de départager l'influence de la réaction des milieux de culture et de leur composition chimique. Nous avons en effet toujours obtenu un excellent développement en milieu nutritif acide, les cultures ont un aspect normal, elles sont bien florissantes et leur vitalité se maintient longtemps. D'autre part, le milieu alcalinisé par CO^3K^2 nous a fourni des résultats que nous pouvons qualifier de surprenants. Ajoutons que nous n'avons pas toujours obtenu des résultats aussi favorables avec le carbonate de potassium à 0.5 °/o, c'est ainsi que *Hormidium flaccidum* Kütz refuse de pousser dans ce milieu, il en est de même pour *Euglena* sp.

Ces quelques faits démontrent, mieux que tout autre, que l'on doit se borner actuellement à constater quelles sont les réactions pour chaque espèce en particulier, cultivée en culture pure. Des généralisations en cette matière ne sont pas de mise actuellement, on évitera ainsi des erreurs et des discussions oiseuses.

Action de la concentration des milieux nutritifs sur les Algues.

Nous n'envisageons, dans ce paragraphe, que les liquides nutritifs employés à des concentrations variables. On trouvera plus loin ce qui est relatif aux diverses concentrations de substances osmotiques. Il y a avantage à séparer ces phénomènes, bien qu'il y ait des rapports intimes entre eux.

O. Richter [119] a déjà traité ce sujet. Il rappelle les expériences Famitzin (1871) sur diverses Algues : *Oedogonium*, *Mougeotia*, *Stigeoclonium*, *Conferva*, *Vaucheria*, *Protococcus vulgaris*, *Chlorococcum infusionum*. Cet auteur utilisa la solution de Knop et trouva que les concentrations les plus convenables sont celles de 1/10, 1/2, 1 et 2 °/o de ce liquide minéral, des concentrations de 3 et 5 °/o sont supportées par *Protococcus vulgaris* et *Chlorococcum infusionum*. Certains auteurs, Molish notamment, recommandent des solutions diluées, qu'ils préfèrent aux solutions concentrées; les concentrations favorables sont représentées par des solutions de 0.2 jusque 0.08 °/o du liquide de Molish. Richter, utilisant des solutions de 0.045 °/o, a pu montrer que la silice est nécessaire pour la nutrition des Diatomées.

Senn [123] a étudié la solution de Knop dans son action sur diverses Algues : il trouva que pour *Coelastrum reticulatum* (Dangeard) Senn la concentration de 0.2 °/o est la plus favorable. Une solution de Knop à 3 °/o empêche la division cellulaire chez *C. proboscideum* Bohlin. *Dictyosphaerium pulchellum* Wood pousse le mieux dans le liquide de Knop à 0.2 °/o; la croissance se fait encore dans une solution de 2 °/o; une solution de 3 °/o est mortelle pour la plupart des cellules. Senn essaya sur *Scenedesmus acutus* Meyen la solution de Knop privée de chaux; les doses de 0.1 et 0.2 °/o de cette solution donnent des formes normales allongées, la dose 1 °/o produit la formation de cellules globuleuses.

Les renseignements les plus abondants sont fournis par Artari [4].

Cet auteur utilisa une solution concentrée renfermant 34.5 gr. de sels (1) pour 1000 cc. Parmi ces sels il y a 20 ‰ de glucose. L'intervention de ce sucre modifie certainement l'allure du développement des Algues (*Stichococcus bacillaris*, gonidies de *Xanthoria parietina*, *Scenedesmus caudatus*). Il eût été intéressant de n'utiliser que des solutions renfermant des sels inorganiques. Quoi qu'il en soit, Artari a constaté que *Stichococcus bacillaris* pousse le mieux dans les concentrations fortes : 1 et 1/2 de la solution concentrée. La dose de 1/8 convient pour la conservation de l'Algue. Les concentrations de 1/16 et 1/32 de la solution-mère ne permettent qu'un faible développement des cultures; ce qui est vérifié par des numérations des cellules. D'après Artari, les concentrations les plus favorables renferment donc une quantité de sels de 1.725 à 3.45 %, ce sont des valeurs assez élevées, bien supérieures à celles que nous avons trouvées. Dans un autre travail, Artari [5] indique que *Chlorella communis* s'est très bien développée dans un liquide nutritif renfermant 2.725 % à 1.305 % de sels. Il faut pourtant dire que parmi eux il y avait 2 à 1 % de glucose. Ce sucre doit certainement modifier l'intensité du développement de l'Algue. Sans glucose, la quantité de sels inorganiques s'élève à 0.725 à 0.365 %; ces valeurs se rapprochent fort de ce que nous avons trouvé dans nos expériences.

Adjarof [3] fit des recherches analogues sur l'influence de la concentration des milieux nutritifs minéraux. Il utilisa une solution de Detmer concentrée (2) renfermant 10.062 % de sels minéraux. Il la dilue dans les proportions de 1 ‰ à 10 %. Les doses de 2 à 6 % de la solution-mère sont favorables au développement des Algues. *Stichococcus minor* ne pousse plus dans une solution de 6 % (environ 0.6 % de sels) et *Chlorella vulgaris* Beijer. dans une solution de 7 %.

En tenant compte des différences qui existent entre le liquide de Detmer et les solutions nutritives que nous avons utilisées (voir pp. 115 et 116), on verra que nos conclusions se rapprochent de celles de Adjarof. Nous avons, en effet, trouvé que les solutions optimales renfermaient 0.55 % (voir p. 123) et 0.24 % (voir p. 125) de substances salines. Par contre, les doses de sels supportées ont été beaucoup plus fortes que pour les Algues étudiées par Adjarof : une dose totale de sels de 27.5 % de notre milieu riche en chaux permet encore le développement de *Chlorella luteo-viridis*. Le milieu, possédant une forte acidité, ne permet plus le développement de cette Algue quand la teneur totale en sels est supérieure à 11.75 et 5.875 °/₀.

---

(1) $NO^3(NH^4)$ 10 gr., glucose 20 gr., KH^2PO^4 3 gr., SO^4Mg 1 gr., $CaCl^2$ 0.5 gr., $FeCl^3$ traces, H^2O 1000 cc; la réaction est légèrement acide.

(2) NO^3Ca, 57.5 gr.; KCl, 14.375 gr.; SO^4Mg, 14.375 gr.; PO^4KH^2, 14.375 gr.; $FeCl^3$, traces; eau, 1000.

Ces constatations montrent combien les résultats sont variables. Il faut considérer de nombreux facteurs : facteurs spécifiques, facteurs en relation avec la composition des milieux nutritifs, avec leur acidité, etc. De nouvelles recherches méthodiques, permettront d'analyser les influences agissantes, de décomposer les divers facteurs et de suivre de plus près la physiologie des Algues, ainsi que leur alimentation inorganique.

Action des substances osmotiques sur les Algues.

Cette question fut une de celles qui intéressa le plus les algologistes. Ils étaient poussés vers cette étude d'abord par la comparaison de l'action de l'eau de mer et de l'eau douce sur les Algues; ensuite par le développement merveilleux des travaux sur les pressions osmotiques, consécutifs aux découvertes de Pfeffer et de de Vries. La facilité et la simplicité de la technique opératoire sont, certainement aussi, des éléments qui entraînèrent nombre de chercheurs dans cette voie.

L'action des substances osmotiques sur les Bactéries a fait l'objet de nombreux travaux. Nous en citerons quelques-uns pour avoir un point de comparaison. Lewandowsky (1) a décrit un Coccus et une Bactérie poussant dans une solution renfermant 25 °/₀ de NaCl; il signale que dans ces conditions la croissance est ralentie. On sait, d'ailleurs aussi, que la concentration saline empêche la sporulation des Bactéries. Il fut établi que le maximum de concentration en sels, permettant la formation de fructifications, est inférieur au maximum de concentration compatible avec une vie purement végétative (voir Lafar [77], p. 336).

Hamburger [64], parlant de l'influence de la plasmolyse chez les plantes, rappelle les conclusions de Reinhardt : « Tous les tissus qui » furent plasmolysés n'ont pas continué à pousser, bien que les » cellules fussent de nouveau placées dans des conditions normales. »

Baumgarten [13] considère la bactériolyse comme un phénomène osmotique, consistant principalement dans la séparation du contenu cellulaire et de son squelete (membrane).

E. Laurent [78] nous a fait connaître l'influence des concentrations salines sur la Levure de bière. Il a constaté que les sucres et les sels agissent sur la vitalité des cellules; ainsi, le saccharose à 40 °/₀ provoque la formation d'un faible dépôt de Levure; celui-ci est presque nul pour 50 °/₀; il n'y a plus de croissance pour des concentrations de

---

(1) Cité par Lafar [77].

60 °/₀ et plus. Rappelons que dans ce travail E. Laurent a prouvé l'accommodation des Levures à des solutions concentrées.

D'après le même auteur, les doses de 10 à 12 °/₀ de nitrate de potassium amènent un ralentissement dans la culture de la Levure. Nous avons vu (p. 130) que pour *Chlorella luteo-viridis*, la limite d'action du nitrate de potassium a une valeur sensiblement égale à celle trouvée par E. Laurent pour la Levure de bière ; elle correspond à environ 37 atmosphères.

Plus récemment, Karaffa [71] a montré que des variétés de *Torula* se développent encore dans des solutions dosant 25 °/₀ de NaCl. Cet auteur a indiqué que les Bacilles du groupe *Coli* sont empêchés dans leurs cultures par une concentration de 8 à 9 °/₀ de NaCl ; que les Microbes du groupe septique sont gênés par des doses 10 à 12 °/₀. De plus, les Microbes sporulés résistent indéfiniment à une dose de NaCl, qui s'oppose au bout de deux à trois mois au développement de Bacilles asporogènes.

D'après Sperlich [124], il existe sur les continents des Microbes halophiles de l'air, de l'eau et de la terre, poussant facilement sur la gélose nutritive, additionnée de 3 °/₀ de NaCl. Le développement des Bactéries, isolées et caractérisées par Sperlich : *Micrococcus flavus* L. et N., *Sarcina rosea* (Lindner) Migula, *Micrococcus luteus* L. et N., *Bacterium concentricum* (Zimmerm.) Sperlich, est favorisé par 0.5 °/₀ NaCl et n'est entravé que par des doses de 6 à 10 °/₀ de sel marin. Pour certains types, il y a un optimum de concentration en chlorure de sodium ; par exemple, pour *Sarcina rosea* entre 2 et 3 °/₀ ; pour *Micrococcus luteus*, entre 3 et 5 °/₀ ; pour *Bacterium concentricum*, entre 5 et 6 °/₀. Pour *Sarcina rosea*, les modifications de culture produites par NaCl, le sont aussi par des solutions isotoniques de NO^3K et de NO^3Na. Il est à remarquer que l'action favorisante de la concentration marche de pair avec l'intensité de la production de matières colorantes. Pour *Sarcina rosea* et *Micrococcus luteus*, la substance colorante diffuse dans le liquide de culture, pour une certaine concentration en sel.

Voyons maintenant les travaux sur l'action des substances osmotiques chez les Algues. Chodat [43] dit : « Les Algues peuvent » s'adapter à des solutions nutritives concentrées. J'ai encore pu cul- » tiver les *Pediastrum* dans des liquides contenant jusqu'à 3 °/₀ de » nitrate de potasse. A. Richter a vu *Chlorella*, *Stichococcus* et *Tetras-* » *pora* s'adapter à des concentrations de sel marin atteignant jusque » 8 °/₀. Dans une solution saturée de phosphate de soude, j'ai égale- » ment vu se développer des cellules chlorelloïdes. »

D'après Pfeffer [112] des Algues et des Champignons peuvent résister dans des solutions de 17 à 20 °/₀ de NaCl. A. Richter [116] étudia l'action du sel marin sur diverses Algues d'eau douce. *Oscillatoria Frölichii* Kg ne se développe plus dans 10 °/o de NaCl, les doses de 0.5 et 1 °/o n'ont pas d'action modificatrice sur les cellules; pour les concentrations allant de 2 à 8 °/o la mortalité des cellules augmente, les filaments se fragmentent en masses sphériques. *Anabaena flos aquae* Kg pousse normalement dans 1 °/o de NaCl; la croissance est arrêtée par une dose de 6 °/o. *Zygnema stellinum* présente des modifications de la largeur des filaments suivant la teneur en NaCl, ainsi :

NaCl 0.5 °/o : largeur des cellules 35 μ, croissance normale.
NaCl 2 à 3 °/o : » » 40 μ, membrane épaisse, stratifiée.
NaCl 4 °/o : » » 45 μ, mort des cellules après quatre mois.
NaCl 5 à 6 °/o : » » 45 à 50 μ, disparition du contenu cellulaire.

La dose de 2 °/o est la dose limite compatible avec l'existence normale de *Zygnema stellinum*.

Mougeotia laevis Archer présente des phénomènes comparables à ceux signalés pour l'Algue précédente, ainsi :

NaCl 0.5 °/o : largeur des cellules 17 à 20 μ, développement normal.
NaCl 1 °/o : » » 24 μ, cellules maladives.
NaCl 4 °/o : » » 28 μ, membranes épaisses.

Chlorella vulgaris Beijerinck possède normalement des cellules ayant un diamètre de 5 à 9 μ; cultivée dans NaCl 1 °/o, on obtient un développement normal; dans NaCl à 4 °/o, les cellules sont plus larges, elles mesurent jusque 12 μ de diamètre. Une dose de 6 °/o de NaCl, additionnée à un liquide nutritif, est mortelle.

Les variations des dimensions cellulaires existent aussi chez *Tetraspora explanata* pour lequel une dose de NaCl de 4 °/o empêche les cultures.

Voici, d'après Richter, quelques mensurations des cellules :

NaCl 1 °/o : diamètre cellulaire 5 à 6 μ.
NaCl 2 °/o : » » 6 μ.
NaCl 4 °/o : » » 6 à 8 μ.
NaCl 5 à 6 °/o : » » 8 à 10 et 12 μ, cellules isolées, membranes épaisses.
NaCl 8 °/o : » » 8 μ, pas de division cellulaire.
NaCl 11 °/o : » » 15 μ, production de gamètes.
NaCl 13 °/o : formation de zoospores biciliées de 3 × 5 μ.
NaCl 20 et 25 °/o : mort plus ou moins rapide des cellules.

La dose de 16 °/o de NaCl est la dose limite, compatible avec la vie des cellules.

Pour *Stichococcus*, A. Richter observa également l'augmentation des dimensions cellulaires corrélative avec l'augmentation des concentrations. Dans 13 °/₀ NaCl, il y a encore croissance, la chlorophylle est ramassée en petites masses rondes; le développement est faible dans 15 °/₀ de NaCl, c'est la dose limite; une dose de 18 °/₀ empêche toute culture.

Parmi d'autres Algues, A. Richter signale que *Cladophora glomerata* pousse mal avec 0.5 °/₀ NaCl; les *Spirogyra* ne supportent pas cette dose; il en est de même des Siphonées et des Œdogoniacées (*Vaucheria, Oedogonium, Bulbochaete*). Parmi les Cyanophycées : *Glœocapsa* supporte 6 °/₀ NaCl au maximum; ***Rivularia*** 4 °/₀.

D'après A. Richter, les Diatomées supportent 10 °/₀ NaCl pendant un mois et 7 °/₀ pendant un an. O. Richter [117] a constaté que la gélatine, additionnée de 0.5 à 1.5 °/₀ de NaCl, permet un bon développement de *Nitzschia Palea* et de *Navicula minuscula*. Une dose de 2 °/₀ arrête le développement. Pour certaines Diatomées, la concentration optimale est de 1 °/₀ NaCl. On trouvera dans l'ouvrage de O. Richter [119] les renseignements relatifs aux Diatomées marines et une mise au point de la question de l'action des pressions osmotiques sur les Algues. D'après Krüger [74], NaCl et d'autres sels inorganiques ne sont pas supportés à des doses qui dépassent 10 °/₀, exception faite pour SO^4Mg. Les chlorures ont une action inhibitrice plus forte que les sulfates et phosphates. Krüger montra que le diamètre des cellules diminue lorsque la concentration des sels augmente, en même temps l'acidité due aux cultures disparait. Voici par exemple les mesures des organismes étudiés par Krüger :

NaCl	*Prototheca Zopfii*	*Chlorella protothecoides*	*Chlorothecium saccharophilum*
1 °/₀	13 μ	16 μ	13 μ
5 °/₀	9 μ	9 μ	13 μ (huile)
10 °/₀	7 μ	5 μ	? (huile)

Ces résultats sont en contradiction avec ceux que nous avons rapportés précédemment d'après A. Richter (pp. 147 et 148).

Artari s'occupa à diverses reprises de l'action des substances osmotiques sur les Algues. Il a montré [4] que *Stichococcus bacillaris* peut s'accommoder de solutions concentrées de sucres; il trouva que les fortes concentrations de glucose (10 à 20 °/₀) modifient la forme des cellules, qui peuvent devenir très longues, ce qui serait dû à un ralentissement dans la division cellulaire. Pour 25 °/₀ de glucose, le développement de *Stichococcus bacillaris* est presque nul; les doses de 1 à 5 °/o de glucose donnent de fortes cultures. L'abondance des cultures diminue pour 10 °/o de glucose; avec 15 °/o de ce sucre, le développement est lent, quoique assez fort; une dose de 20 °/o donne une culture à peu près aussi abondante qu'en liquide minéral inorganique. Le sucre de canne, à la dose de 2 à 10 °/o, détermine le développement de fortes cultures de *Stichococcus bacillaris*. Plus la quantité de sucre augmente, plus lent se fait le développement. Les doses de 15 et 20 °/o donnent des cultures assez fortes, se développant lentement : pour 25, 30 et 35 °/o de saccharose, les cultures sont faibles. En présence de 40 °/o de sucre de canne, on obtient des cellules allongées, plus ou moins décolorées. Pour 48 °/o, le développement des cultures est insignifiant. Artari [5] essaya l'action de diverses concentrations de NaCl sur *Stichococcus bacillaris;* il trouva que la concentration empêchant la culture est d'environ 3 °/o.

Artari a trouvé que les gonidies de *Xanthoria parietina* supportent, au maximum, 18 à 20 °/o de glucose et 38 à 40 °/o de saccharose. Pour cette Algue l'optimum de glucose est de 4 °/o environ; celui pour le saccharose est de 8 °/o.

D'après Artari, on n'observe pas de croissance de *Scenedesmus caudatus* dans 10 °/o de glucose.

O. Richter [119] remarque que, d'après les expériences d'Artari, la concentration maximale des sucres semble être voisine de 20 °/o pour les monosaccharides (glucose, galactose, fructose); de 40 à 45 °/o pour les disaccharides (saccharose, lactose). Il y aurait donc une certaine relation entre la limite des concentrations supportées, le poids moléculaire des sucres et les pressions osmotiques exercées par eux.

Artari [6] a réussi à prouver que le glucose agit aux fortes concentrations par sa pression osmotique. Pour le montrer, il compara une solution de glucose à 8 °/o, avec une solution renfermant 2 °/o de glucose et 8 °/o de sulfate de magnésium. Ces solutions sont isotoniques; elles exercent la même action retardatrice sur le développement de *Chlorella communis*. Pour cette Algue, une dose de 22 °/o de glucose arrète tout développement; l'optimum est fourni par 2 °/o de glucose. La croissance est déjà favorablement influencée par une dose de 0.005 °/o de glucose. *Chlorella communis* s'adapte aux solutions concentrées, lorsque l'on accroît petit à petit, par des cultures successives, la résistance de l'Algue à des solutions de plus en plus fortes. Artari rechercha aussi l'action de NaCl sur *Chlorella communis;* il trouva que la concentration limite se trouve entre 3 et 4 °/o. Elle est de 4 °/o pour *Chlorella vulgaris* et d'environ 5 °/o pour *Chlorella protothecoïdes* d'après Krüger [74].

Krüger [74] a étudié l'action de diverses substances à des concentrations variables sur *Prototheca moriformis*, *P. Zopfii*, *Chlorella protothecoïdes* et *Chlorothecium saccharophilum*. Nous avons déjà indiqué antérieurement les résultats qu'il obtint pour le chlorure de sodium (p. 148). D'après ses expériences les limites de concentrations supportées par *Prototheca moriformis* et *P. Zopfii* sont de 20 °/o pour la glycérine; de 30 °/o pour le sucre de raisin, le lactose et la dextrine; pour *Prototheca Zopfii* les corps azotés suivants NO^3NH^4, $SO^4(NH^4)^2$, asparagine, tartrate d'ammoniaque ne sont pas supportés à une dose supérieure à 5 °/o. Les sels inorganiques (KCl, $NaCl$, NH^4Cl, $CaCl^2$, $BaCl^2$, SO^4K^2, SO^4Na^2, PO^4K^2H, PO^4Na^2H, NO^3Na) ne sont pas supportés par *Prototheca moriformis* et *P. Zopfii* à des doses supérieures à 10 °/o. Le sulfate de magnésie seul est toléré à des doses supérieures à 10 °/o. Dans toutes ses cultures, Krüger observa que le diamètre cellulaire décroit à mesure que la concentration saline augmente. Les mêmes phénomènes furent observés pour *Chlorella protothecoïdes* et *Chlorothecium saccharophilum*. Ces Algues ne supportent pas plus de 10 °/o de sels inorganiques, exception faite pour le sulfate de magnésie. *Chlorella protothecoïdes* et *Chlorothecium saccharophilum* ne poussent guère dans des solutions renfermant 30 °/o de dextrine, 30 °/o de lactose, 20 °/o de glycérine. *Chlorella protothecoïdes* supporte 20 °/o de glucose et 20 °/o de saccharose. *Chlorothecium saccharophilum* supporte 30 °/o de glucose et 30 °/o de saccharose. Pour ces deux Algues, on observe que plus la concentration augmente et plus les diamètres cellulaires deviennent petits.

Pour *Stichococcus bacillaris* Naeg. *var. major*, Matruchot et Molliard [96] indiquent que le glucose à la dose de 3 à 12 °/o est bien utilisé. Pour les concentrations de 8 à 12 °/o, on observe des plastides d'un vert pâle, les cellules sont incolores, il y a une dégénérescence huileuse très accentuée.

D'après Beijerinck [15], *Scenedesmus acutus* Meyen ne pousse plus dans des solutions renfermant 5 °/o de sucres (glucose). En milieu solide (gélatine), les sucres sont supportés à des doses plus fortes; pour le maltose, 12 °/o.

Comère [49] a fait un court historique de l'action de NaCl sur les Chlorophycées; il a donné les valeurs des doses nocives de NaCl pour quelques-unes d'entre elles. Voici les chiffres qu'il donne : pour *Spirogyra crassa*, la dose limite est de 1.2 à 1.5 °/o; pour *Sp. Weberi*, elle est de 3.75 à 4.75 °/o; pour *Oedogonium capillare*, de 3.5 à 4.5 °/o; pour *O. longatum*, de 4.5 à 5.75 °/o; pour *Cladophora fracta*, de 4.75 à 6 °/o; pour *Conferva bombycina*, de 5.5 à 6.5 °/o. D'après Comère, NaCl est facilement toléré par les Algues.

D'après Prowazek [113], de nombreuses expériences montrent que les Infusoires peuvent s'adapter à de fortes concentrations salines.

Osterhout [105, 106] semble attribuer à la pression osmotique une valeur moindre qu'on ne le fait généralement; il pense que, pour les plantes marines, le rôle de la pression osmotique n'est pas bien important, et qu'il faut surtout considérer les rapports antitoxiques [107, 108] qui existent entre les divers sels de l'eau de mer.

Artari [5] donne quelques indications sur l'action des concentrations de SO^4Mg; il a trouvé que ce sel est supporté jusque 27 $^0/_0$ par *Chlorella communis;* une dose de 12 $^0/_0$ permet encore une culture assez forte. Artari remarque que l'addition de glucose augmente la résistance de l'Algue à SO^4Mg. D'après le même auteur, la concentration limite du sulfate de magnésie est de 15 $^0/_0$ pour *Stichococcus bacillaris.*

Livingstone [83] indique que pour *Stigeoclonium* les doses suivantes de sels inorganiques sont mortelles : $Al^2(NO^3)^6$, 0.0697 p.m.; $Al^2(SO^4)^3$, 0.0677 p. m.; $Ba(NO^3)^2$, 2.61 p. m.; $Cd(NO^3)^2$, 0.0308 p. m.; $Co(NO^3)^2$, 0.291 p.m.; $Cu(NO^3)^2$, 0.00295 p.m.; $CuSO^4$, 0.00249 p.m.; $Pb(NO^3)^2$, 0,0331 p. m.; $Ni(NO^3)^2$, 0.0291 p.m.; NO^3Ag, 0.0017 p.m.; il n'indique pas la concentration limite pour $(NO^3)^2Ca$, SO^4Mg, $Mg(NO^3)^2$, NO^3K, SO^4K^2, NO^3Na, SO^4Na^2. Pour une concentration assez forte, inférieure aux concentrations mortelles, *Stigeoclonium* transforme ses filaments en chapelets de formes *Palmella.* On obtient des cultures normales de *Stigeoclonium* avec 0.12 p. m. de $(NO^3)^2Mg$; 0.25 p. m. de SO^4Mg; 0.085 p. m. de NO^3Na; 0.322 p. m. de SO^4Na^2; 0.00063 p. m. de NO^3H; 0.00098 p. m. de SO^4H^2.

Action de la température sur les Algues.

O. Richter [119] a exposé dans son travail sur les Algues, l'action de la température; nous rappellerons quelques faits qu'il signale. Les premières recherches sur l'action de la chaleur furent faites par Miquel, en 1892, surtout sur des Diatomées. Au-dessus de 45° C. ces organismes sont tués; quelques Diatomées résistent à 42° C.; pourtant la plupart des Diatomées indigènes ne résistent pas à 38-40° C. A la température de 35° C. les Algues vertes sont plus résistantes que les Diatomées. Richter [118] précisa les conditions d'existence de *Nitzschia putrida* Benecke. Cette Diatomée vit dans des conditions de température allant de -11 à $+38°$ C.; l'optimum pour le développement se trouve vers 24 à 25° C. La lumière directe du soleil est nuisible, autant par ses rayons chimiques que par sa température. D'après des essais que nous avons faits à plusieurs reprises, la température des cultures exposées au soleil s'élève en été, au temps de la plus forte chaleur, jusqu'à 42° C. Cette température est nuisible par elle-même au développement des Algues, ainsi que l'ont établi divers auteurs et nous-même dans nos expériences sur *Chlorella luteo-viridis*.

Richter [119] signale les travaux de Klebs, qui montra que pour *Vaucheria*, le maximum thermique est 33° C. Löwenstein (1903) étudia une Algue thermale *Mastigocladus laminosus* Cohn, elle résiste pendant trois jours à 51° C. et à 49° C. Le froid supporté par cette Algue peut atteindre −12 à −19°3 C. Richter constata pour *Nitzschia putrida* un ralentissement de la croissance vers 10° C.; des sauts brusques et considérables de température (de −11° à +30° C.) sont mal supportés par cette Diatomée.

Les oospores de *Fucus serratus* sont peu résistantes à la température de 30° C.; pour les Algues marines, la température la plus convenable, d'après divers savants, est de 15° C. environ.

Les travaux de Klebs [72] ont permis de suivre l'action de la température sur la formation de zoospores et d'organes sexuels chez diverses Algues. Ces phénomènes ne se produisent pas en dessous de 3° C. Il est impossible de résumer brièvement les multiples observations de Klebs, qu'on fera bien de consulter dans l'original.

D'après Krüger [74] *Chlorella protothecoides* est tuée à 45-46° C. par la chaleur humide durant 10 à 15 minutes; à 64-65° C. par la chaleur sèche pendant le même temps. Pour *Chlorothecium saccharophilum* la chaleur humide est mortelle quand elle atteint 44-45° C., et la chaleur sèche, 66-67° C. Pour ces deux Algues, l'optimum de température est 27° C.; le maximum compatible avec la vie, 31° C.; le minimum se trouve vers 5 à 6° C. Ces deux Algues supportent impunément des froids excessifs (−83° C.) pendant quatre heures.

Zumstein [130] indique que pour *Euglena gracilis* Klebs l'activité de la division cellulaire augmente avec la température; à 24°C, par exemple, il y a 500 fois autant d'individus formés qu'à 16°C.

D'après Grintzesco [61] 20° C. est l'optimum de température pour *Scenedesmus acutus* Meyen. A 30° C. cette Algue pousse plus lentement qu'à 20°; la limite de température supportée est presque atteinte. En milieu glucosé (1 °/o) la croissance se fait mal à 30° C. Entre 0° C. et +1°8 C., *Scenedesmus* ne pousse pas; le développement ne commence à se manifester que pour des températures supérieures à 2° C. Le même auteur précise les conditions thermiques du développement de *Chlorella vulgaris* Beijer. [62], qui pousse bien à 20° C. en milieu glucosé à 1 °/o. A 30° C., le développement de l'Algue est faible; on voit que le chromatophore est désorganisé, les cellules sont vacuolisées et remplies de granulations. 35° C. est la température la plus forte supportée : une seule culture sur 12 s'est développée dans ces conditions. On observe un retard dans le développement et une croissance très faible pour les basses températures allant de 0°5 à 1°8 C.

Livingstone [84] a étudié l'action de basses températures sur *Stigeoclonium*, il a trouvé qu'en liquide de Knop (modifié) et à une température inférieure à 6° C., cette Algue perd sa forme filamenteuse et se transforme en formes *Palmella*. Les zoospores, peu abondantes d'ailleurs, qui se produisent se transforment aussi en cellules palmelloïdes. Le froid ne détermine pas d'accélération dans la formation des zoospores. Les formes *Palmella* produites sont identiques à celles que Livingstone observa chez *Stigeoclonium* soumis à l'action de fortes pressions osmotiques ou de poisons minéraux [83].

Senn [123] trouva que chez *Coelastrum reticulatum* (Dang.) Senn l'optimum de température pour la croissance et la division cellulaire est de 25° C.; à 12° C., la division cellulaire est arrêtée. Senn fait remarquer que cette Algue est sans doute une espèce tropicale, son origine explique ses conditions particulières de résistance à la température. D'après le même auteur l'optimum de température pour *Dictyosphaerium pulchellum* Wood est d'environ 20° C.

Teodoresco [126] apporte une importante contribution à l'étude des mouvements de locomotion des organismes inférieurs aux basses températures. Il donne l'historique de la question de l'action du froid sur les mouvements plasmiques. Nous citerons quelques expériences de Teodoresco. Il trouva que les zoospores d'*Haematococcus pluvialis* périssent si la température est trop basse ou si le froid dure quelque temps; à −12° C., il y a ralentissement des mouvements des zoospores. Les mouvements de *Chlamydomonas Pertyi* se ralentissent à −12° C.; de même pour *Chloromonas reticulata*. A −11°9 les mouvements de *Polytoma uvella* sont arrêtés. *Euglena viridis* continue à se mouvoir pour des températures allant de 0° à −10° C. Parmi les Diatomées, *Cymbella cistula* se meut encore à −7 ou −7°3 C; *Synedra* sp. à −6° C. Les Infusoires sont défavorablement influencés par des températures voisines de −5 à −6° C.

Les phénomènes de chlorose chez les Algues.

Nous avons consigné dans nos expériences les nombreuses circonstances, dans lesquelles nous avons observé des formes chlorotiques chez *Chlorella luteo-viridis*. Nous ne répéterons pas ici tous les résultats que nous avons constatés, ils sont trop nombreux. En général, nous avons observé que la croissance de l'Algue à l'obscurité détermine un aspect chlorotique plus ou moins marqué. En dehors de ce phénomène qui paraît général, nous avons observé que diverses substances chimiques organiques provoquent une chlorose très nette. Les cultures de cette Algue à la lumière deviennent d'un beau jaune, ainsi que nous l'avons signalé pour les cultures en solutions concentrées de saccharose (voir p. 131). Nous avons constaté que notre Algue donne une culture jaune à la lumière, quand elle est ensemencée en strie sur gélose glucosée à 1 °/₀ et sur galactose à 1 °/₀. Sur gélose additionnée de 2 °/₀ de saccharose, la culture est panachée, c'est-à-dire jaune sur les bords, verte dans ses autres parties. Ce phénomène de panachure a été signalé par Beijerinck pour *Chlorella variegata* [18]. La culture que nous avons étudiée a présenté un aspect panaché tout spécial sur gélose pomme de terre glycérinée et sucrée. Voici comment ce milieu était préparé.

On ajoute à une partie (en poids) de pommes de terre pelées et découpées, deux parties d'eau de ville renfermant 4 °/₀ de glycérine. On chauffe le tout pendant un quart d'heure à 115-120° C. à l'autoclave. Après refroidissement, on laisse déposer et on décante le liquide surnageant auquel on ajoute pour 100 cc. : 300 cc. d'eau physiologique (7.5 à 8 p. m. de NaCl dans l'eau distillée). On fait la gélose, en ajoutant au liquide composé comme il a été dit, 2.5 °/₀ de gélose et 1 °/₀ de saccharose. On fait fondre, puis on répartit et on stérilise à 120° C.

Nous avons fait des cultures étalées en boîte de Roux. *Chlorella luteo-viridis* a très bien poussé sur cette gélose glycérine-pomme de terre-saccharose. La culture est abondante, d'un beau vert, panachée (jaune d'or) sur les bords. Après trois mois, l'aspect de la culture a présenté des modifications curieuses. On voit se produire çà et là, au hasard, dans le revêtement vert formé par l'Algue sur la gélose, un petit bouton qui s'élève légèrement au-dessus de la surface de la culture. Ce bouton se transforme, petit à petit, en une véritable pustule d'un jaune intense pouvant atteindre jusque 1/2 c/m. en diamètre. Le phénomène est frappant ; les pustules jaunes tranchent nettement sur le fond vert de la culture. On dirait que sous la couche verte il s'est formé une culture extrêmement active de cellules jaunes. La colonie jaune ainsi formée se développe rapidement et déchire la couche de cellules vertes en contact avec l'air; de là, l'aspect cratériforme caractéristique.

Remarquons que dans la culture panachée, on distingue nettement deux couches de cellules : l'une, verte en contact avec l'air et la lumière; l'autre, jaune limitée, d'une part, par la couche de cellules vertes et, d'autre part, en contact avec la gélose sucrée. Cette couche jaune est visible sur le bord des colonies, c'est ce qui produit la panachure.

Ce que nous avons exposé plus haut suffira pour nous expliquer ce curieux phénomène. La couche d'Algues en contact avec l'air et soumise directement à l'action de la lumière est verte. Nous savons que la lumière favorise le verdissement; ces Algues se trouvent, de plus, dans des conditions assez spéciales : elles sont abondamment pourvues d'oxygène et leur nutrition est pauvre en matières organiques. Ces conditions assez spéciales : lumière, aération, aliments peu abondants favorisent le verdissement.

Par contre, la couche jaune d'Algues n'est pas soumise à l'action directe de la lumière; elle est « à l'ombre » des cellules vertes et nous savons que l'obscurité est un des facteurs du pâlissement de la plastide. Cette couche n'est pas en contact avec l'oxygène, les conditions de vie se rapprochent de l'anaérobiose. Nous avions constaté, lorsque nous ensemencions *Chlorella luteo-viridis* en piqure dans de la gélose, que la partie de la culture poussant dans le milieu nutritif est jaune, l'anaérobiose détermine la chlorose de l'Algue. A ces deux circonstances qui favorisent le pâlissement du chromatophore, nous devons ajouter l'action du sucre. Nous avons vu que les concentrations de sucre assez fortes déterminent la perte de la couleur verte des Algues. Or, la gélose que nous avons employée est très riche en hydrates de carbone (1 °/₀ de sucre, présence de glycérine et produits d'hydrolyse de l'amidon de pomme de terre). Il n'est donc pas étonnant que les cellules en contact direct avec une gélose riche en sucres soient chlorotiques.

La formation de cratères jaunes peut s'expliquer en admettant qu'en certains points de la culture, il s'est produit une multiplication anormale (pathologique?) de cellules jaunes. Les cellules jaunes exposées à l'air et à la lumière verdissent difficilement. La chlorose se produisant en même temps que le contenu cellulaire se désorganise (formation de matières grasses), les cellules sont atteintes dans leur vitalité et ne peuvent récupérer leur aspect normal. Ce n'est que quand parmi les cellules jaunes il y a des cellules restées bien vivantes et vertes qui se multiplient, que l'on constate que la culture passe du jaune au vert.

Le problème de la chlorose des végétaux est un de ceux qui intéressent le plus les physiologistes; mais si les faits, les expériences sont multiples, si l'on peut dire presque toutes les circonstances dans lesquelles se produit la chlorose, il est plus difficile de savoir comment et pourquoi elle se produit. Un exposé de la littérature algologique sur ce problème ne sera pourtant pas inutile.

Matruchot et Molliard [96] indiquent pour *Stichococcus bacillaris*

Näg. *var. major* les conditions dans lesquelles se produit la chlorose. En gélatine glucosée (3 °/o) les cultures prennent une teinte jaune d'or, avec le lévulose (à 3 °/o), elles sont d'un jaune verdâtre, de même avec la gomme arabique. Microscopiquement, les cellules en milieu glucosé ont un protoplasme très vacuolisé, de nombreuses granulations, de l'huile, le leucite est diffus, indistinct, les Algues sont de couleur jaune ou incolores. En présence de 6 °/o de glucose, le leucite est flou, très pâle, les cellules incolores, la dégénérescence huileuse est très accentuée. En présence de lévulose (3 °/o) sur gélatine, on observe des cellules vertes et incolores ou jaunes. Les dernières sont celles en contact avec le milieu nutritif, elles subissent au maximum l'action du sucre; tandis que les cellules centrales des colonies sont vertes, parce que soustraites à l'action du sucre par les cellules extérieures de la colonie. L'action du lévulose est semblable à celle du glucose. Matruchot et Molliard remarquent que plus il y a de sucre et plus la longueur des cellules diminue, phénomène signalé déjà par Krüger (voir p. 148) et en contradiction avec une loi établie par Livingstone *(Botanical Gazette*, vol. 30, p. 289) : « Une pression osmotique élevée » agit sur la forme des cellules qu'elle tend à rendre sphériques. » Matruchot et Molliard écrivent : « Il y a un lien manifeste et général » entre la dégénérescence huileuse et la forme du leucite; quand il y a » des gouttelettes d'huile dans la cellule, le leucite est de couleur pâle » et de contour flou, et inversément : nous n'avons observé aucune » exception à cette règle. » Dans les cultures à l'obscurité, Matruchot et Molliard ont trouvé que le leucite est jaunâtre, plus petit qu'à la lumière; il n'y a pas de dégénérescence huileuse à l'obscurité.

Adjarof [3] trouve que sur gélose Detmer à l'obscurité il y a diminution dans l'intensité de la teinte chlorophyllienne, elle est suivie d'un affaiblissement dans le développement. Sur gélose Detmer glucosée (2 °/o) il y a ralentissement du développement à l'obscurité, mais ce développement reste assez fort, « il semble que la légère décoloration de *Stichococcus minor* dans l'obscurité soit provoquée non pas » par le saprophytisme de l'Algue, mais par le manque de lumière. » Sur gélose Detmer glucosée à 2 °/o, on observe à la lumière le pâlissement de *Stichococcus*, ce serait dû à l'action du glucose. D'après Adjarof le glucose provoque chez *Protococcus* sp. de la chlorose; il en est de même pour les gonidies de *Solorina*, surtout à l'obscurité. L'obscurité provoque l'aspect chlorotique de *Dictyosphaerium pulchellum* Wolle, avec ou sans glucose.

Artari [10] a trouvé que *Stichococcus bacillaris* cultivé à l'obscurité en présence de leucine (0.5 °/o) ou de NO^3K (0.5 °/o), pâlit et devient incolore. On observe le pâlissement à l'obscurité avec 1 °/o dulcite et

1 °/₀ érythrite. Reprenant la question, Artari [11] remarque qu'à l'obscurité les chromatophores de *Stichococcus bacillaris* ne sont pas normaux : il y a formation de granulations en présence de peptone, asparagine et tartrate d'ammoniaque. Les chromatophores sont peu visibles en présence de leucine et de NO^3K à l'obscurité. Les cultures décolorées par l'obscurité verdissent quand on les expose à la lumière. Les cultures incolores obtenues sur leucine + NO^3K repiquées sur asparagine, NO^3NH^4 ou sur moût gélatinisé, verdissent à l'obscurité; dans ces conditions, la chlorophylle peut donc se former aux dépens de divers corps azotés. *Stichococcus* cultivé en présence de mannite + NO^3K se décolore à l'obscurité; cette Algue reste verte dans les mêmes circonstances si on remplace NO^3K par NO^3NH^4. Artari remarque qu'avec des concentrations diverses de glucose, il n'a pas obtenu le pâlissement des leucites signalés par Matruchot et Molliard [96] pour *Stichococcus*. Artari observe le pâlissement de l'Algue de *Xanthoria parietina* à l'obscurité en présence de leucine, tartrate d'ammonium, mannite et peptone. Il fait remarquer que la décoloration n'est jamais complète, l'Algue reste toujours tant soit peu verte. D'après Artari *Scenedesmus caudatus* se décolore à la lumière déjà dans 3 à 5 °/₀ de sucre (glucose).

Beijerinck [18] constata que les fortes doses de sucres sont mieux supportées en milieux solides. *Scenedesmus acutus* Meyen, cultivé sur gélatine à l'extrait de malt additionnée de 12 °/₀ de maltose, a une croissance lente, les cellules sont sphériques, plus grandes que les cellules normales ordinaires, le chromatophore pâlit, la cellule se décolore.

Grintzesco [61] a observé l'action du glucose à 1-2 °/₀ sur *Scenedesmus acutus* Meyen, il a observé le jaunissement des cultures : le chromatophore se désorganise, devient granuleux; le pyrénoïde n'est plus visible que dans les cellules jeunes. En gélatine glucosée il se produit des gouttelettes d'huile dans la cellule.

Krüger [74] a obtenu des cultures incolores pour *Chlorella protothecoïdes* en présence d'hydrates de carbone, par exemple dans le sucre de raisin (1 °/₀), le galactose (1 °/₀). Quand les conditions de cultures sont défavorables, *Chlorella protothecoïdes* a un contenu vacuolisé. Krüger observa des cultures incolores pour *Chlorothecium saccharophilum* dans le sucre de canne, le galactose, la glycérine, la mannite et en présence de sucre de raisin auquel on a ajouté divers corps azotés (peptone, asparagine, tartrate d'ammoniaque, NO^3NH^4, $SO^4(NH^4)^2$, NO^3K). Quand les cellules de *Chlorothecium saccharophilum* sont bien nourries, il se forme de l'huile. Pour les cellules normales, la plastide est nette, à contenu tantôt homogène, tantôt finement granulé. Dans les cultures additionnées d'aliments très riches en carbone, la plastide perd cet aspect, son contenu devient grossièrement granulé ; la plastide n'est plus nettement délimitée et est parfois difficile à distinguer.

Artari [5] rappelle que *Chlorella communis* forme de la chlorophylle à l'obscurité, cependant la couleur est plus pâle qu'à la lumière.

Zumstein [130] a décrit chez *Euglena gracilis* Klebs des formes incolores, qui rappellent *Astasia* (si ce n'est la présence de leucites décolorés). En variant les conditions d'alimentation Zumstein a constaté que *Euglena gracilis* présente des formes incolores, si on la cultive en présence de peptone (1 à 20 $^{0}/_{0}$), d'asparagine (1 à 2 $^{0}/_{0}$), dextrose (2 $^{0}/_{0}$), sucre de canne (2 $^{0}/_{0}$), maltose (2 $^{0}/_{0}$), lactose (2 $^{0}/_{0}$), raffinose (2 $^{0}/_{0}$), amidon (0.5 $^{0}/_{0}$), glycogène (1 $^{0}/_{0}$), acide citrique (4 $^{0}/_{0}$) + peptone (0.5 $^{0}/_{0}$) et dans divers milieux organiques complexes.

Beijerinck [18] étudia *Chlorella variegata*, et considère la panachure caractéristique de cette Algue comme un phénomène de variation. Il a trouvé que les milieux riches en sucre sont très favorables. Par repiquage, la strie, d'abord incolore ou jaunâtre, conserve sa teinte jaunâtre sur les bords et devient verte au milieu. Les parties vertes repiquées donnent des cultures vertes ; les parties jaunes, des cultures panachées. Beijerinck rapproche ce fait des phénomènes de fluctuation. Les formes jaunes seraient un état *Prototheca*, Beijerinck a obtenu des cultures héréditairement jaunes. D'après ce que nous savons, on peut se demander s'il faut réellement voir dans *Chlorella variegata* une espèce en train de varier ? Ne serait-ce pas plutôt une espèce très sensible à de faibles différences d'alimentation hydrocarbonée et dont le développement présente des conditions analogues à celles que nous avons exposées au début de ce paragraphe pour les cultures sur gélose pomme de terre-glycérine-saccharose (voir p. 154).

Grintzesco [61] a constaté que dans le vide il y a décoloration de *Scenedesmus acutus* ; les cellules sont d'un vert pâle à l'obscurité, elles sont arrondies, le chromatophore est granuleux, sans pyrénoïde. Benecke [19] indique que pour *Hormidium nitens*, il y a dégénérescence et pâlissement des cultures en l'absence d'azote. Les observations de divers auteurs ont mis en évidence l'action favorable de la peptone sur le verdissement des cultures d'Algues.

Chodat [44] constate que « l'addition de glucose amène rapidement » une décoloration (de certaines Protococcacées) et favorise l'accumu- » lation de la graisse. L'addition de peptone maintient la couleur » verte dans presque tous les cas ».

D'après Migula [99] de faibles doses d'acides organiques provoquent le jaunissement des filaments de *Spirogyra orbicularis* Kg. : ainsi, l'acide oxalique à 0.004 ou 0.008 $^{0}/_{0}$ provoque le jaunissement de la chlorophylle, qui se décolore et est décomposée; finalement, il se produit des gouttelettes d'huile.

Oltmanns [102] rappelle des constatations de Karsten qui observa pour *Nitzschia* et *Navicula* le pâlissement ou la décoloration des cellules dans le glycocolle, le sucre de raisin. Karsten remarqua que dans la nature, les Diatomées qui vivent dans des milieux de pourriture pâlissent sensiblement.

Adjarof [3] s'est demandé quelles sont les causes de la chlorose chez les Algues ; elles sont peu connues encore et doivent être multiples. « Ce ne serait pas même une maladie, mais bien une adaptation due » au changement dans le mode de vie de l'organisme... Ce phénomène » est étroitement lié à la nature chimique du substratum et à la » lumière. » Il faudrait voir plutôt dans la chlorose une influence due à la nourriture hydrocarbonée qu'au besoin d'absorber l'azote sous une forme organique. A l'obscurité, les Algues utilisent surtout les substances carbonées (et non pas l'azote) sous une forme organique.

Chodat (*Principes de Botanique*, 2^e édition) s'exprime comme suit à propos de la chlorose : « La chlorose apparaît dans des conditions » variées; ainsi non seulement l'insuffisance du fer la provoque, mais » chez beaucoup d'Algues en culture, à la lumière, un excès de nour- » riture assimilable a le même effet. Dans ces conditions il paraît » probable que la chlorose est primaire, c'est-à-dire que l'incapacité » de produire suffisamment de chlorophylle s'est traduite chez les » végétaux de diverses familles par un saprophytisme ou un para- » sitisme obligatoire ». Autre part, il écrit : « ... il est des plantes » comme les Fougères et beaucoup d'Algues microscopiques qui ver- » dissent à l'obscurité complète (*Hormococcus, Chlorella, Scenedesmus,* » *Dictyosphaerium, Pleurococcus,* etc.). La lumière n'est donc pas » nécessaire. Bien au contraire, une lumière trop intense détruit la » chlorophylle... On attribue à l'abaissement de la température » en automne le jaunissement des feuilles. Les rayons du soleil » continuent à décomposer la chorophylle, mais, par suite de la » température peu élevée, il ne s'en forme plus.

» Le fer et l'oxygène sont nécessaires au verdissement des plantes. » Si on cultive ces dernières à partir de solutions nutritives dépourvues » de fer, elles jaunissent et la chlorophylle ne se développe pas. Des » traces de sels de fer dans la solution nutritive corrigent cette » chlorose... L'oxygène est aussi nécessaire au verdissement. Mais on » sait aujourd'hui que l'influence de ces deux matières chimiques n'est » pas directe, car le verdissement final est un phénomène purement » photo-chimique et la chlorophylle est exempte de fer. Ce dernier

» corps a sans doute une action de catalysateur; on sait que les sels » de fer facilitent les oxydations. »

Mazé et Perrier [97] concluent de leurs expériences que « l'addition » de dextrose aux solutions minérales peut provoquer la chlorose chez » le maïs exposé à la lumière; c'est une cause de plus à ajouter à bien » d'autres, d'une maladie qui se manifeste. En examinant la chlorose » produite par pénurie de fer, nous avons été conduits à l'attribuer, » non à l'absence complète de fer, mais à une exagération de la teneur » du végétal en bases alcalines ou alcalino-terreuses qui immobilise » le fer ou tout au moins supprime son action. »

Oltmanns [102] constate que l'action de la lumière et de l'obscurité n'est pas absolument la même chez les plantes supérieures que chez les Algues. Chez les dernières, on observe une remarquable dépendance de la coloration en rapport avec les aliments disponibles. Ce qu'il y a d'important à retenir, c'est que des liquides organiques nutritifs diminuent ou suppriment tout à fait la coloration des chromatophores, tandis que les liquides inorganiques la provoquent ou la renforcent. Ces phénomènes dépendent vraisemblablement d'une part de la nécessité de la photosynthèse, d'autre part de son inutilité.

Benecke [20] fait remarquer que les phosphates solubles provoquent l'insolubilisation du fer et qu'en tous cas on ne peut attribuer la chlorose aux phosphates solubles comme l'admet von der Crone.

Les opinions diverses sur les circonstances dans lesquelles se produit la chlorose montrent que ce phénomène peut avoir des causes variées, les unes pathologiques, les autres en rapport avec une vie saprophytique ou parasitaire. Rappelons que des Algues parasites *Phyllosiphon* et *Phyllobium* ont un aspect chlorotique. Pourtant, dans le cas des cultures pures d'Algues, on admet que les conditions de vie saprophytiques, l'action de diverses matières organiques, produisent par elles-mêmes la chlorose; le cas du glucose est un des plus caractéristiques pour de nombreuses Algues. L'aspect chlorotique des Algues se produit encore dans d'autres circonstances : l'absence de lumière, l'anaérobiose, l'acidité des solutions. D'après Mazé et Perrier une exagération de la teneur en bases alcalines ou alcalino-terreuses, l'absence de certains corps azotés, ont les mêmes effets.

L'état chlorotique entraîne, quelles que soient ses causes, un affaiblissement des organismes. La vitalité des cellules est atteinte, elles se désorganisent plus ou moins complètement : modifications dans l'aspect des chromatophores, vacuolisation du protoplasme, apparition de granulations huileuses et autres, disparition des réserves. Nous avons noté avec soin dans nos expériences sur *Chlorella luteo-viridis* les circonstances qui influent sur la chlorose, on les trouvera consignées dans la deuxième partie du présent travail. On ne sait actuellement ni pourquoi, ni comment ces phénomènes se produisent, on ne connaît pas non plus les rapports qui existent entre eux. Cette étude présenterait certainement un grand intérêt physiologique.

DEUXIÈME PARTIE

Cultures en présence de corps organiques divers

Dans cette partie de notre étude, nous exposons les résultats expérimentaux que nous avons obtenus avec un grand nombre de corps organiques divers. Tous les travaux sur les Algues parus jusqu'à ce jour sont fragmentaires, les uns ne concernent que les sucres, les autres seulement les acides gras, et quelques corps spéciaux. Une seule Algue nous a servi pour faire toutes nos recherches. Nous avons ainsi une monographie physiologique à peu près complète qui nous a permis de grouper des données éparpillées dans divers ouvrages sur l'utilisation des corps organiques par les Algues et quelques organismes inférieurs.

Cette partie présente donc un double aspect, expérimental et bibliographique. Pour chacun des corps que nous avons étudiés, nous donnons en premier lieu le protocole de nos expériences (en petit texte), nous le faisons suivre de la bibliographie (en texte ordinaire) que nous avons réunie. Il y a évidemment des lacunes dans ce travail, on voudra les excuser; l'ampleur du sujet est telle que des omissions sont inévitables. Pourtant nous pensons avoir cité tous les faits les plus importants, en ce qui concerne la physiologie de l'alimentation organique des Algues. Seuls, quelques travaux originaux ne nous sont connus que par des résumés ou des citations d'auteurs; nous avons dans ce cas toujours cité la source de nos renseignements.

Nous donnerons aussi quelques indications sur la physiologie des Bactéries et des Moisissures. On aura ainsi un point de comparaison intéressant. La connaissance des conditions biologiques d'existence des Microbes peut faciliter, jusqu'à un certain point, l'isolement des Algues. Pour ne citer qu'un exemple, citons l'utilisation des oxalates. En général, ces sels organiques sont peu favorables à la culture des Bactéries, au contraire, si l'on utilise des doses de 0.5 à 1 °/₀₀, on obtient un excellent développement des Algues. Par culture de mélanges de Bactéries et d'Algues sur des milieux oxalatés, on arrive à diminuer le nombre des Bactéries, à favoriser le développement des Algues. Avec un peu de tâtonnement et d'habileté bactériologique on peut arriver ainsi à obtenir des cultures pures d'Algues.

Les renseignements fournis pour quelques Phanérogames peuvent présenter un intérêt général, que l'on ne doit jamais perdre de vue dans des travaux aussi spéciaux que ceux que nous exposons.

Nous avons noté les caractères macroscopiques et miscroscopiques de nos cultures. Les recherches que nous avons faites avec diverses Algues en culture pure, nous ont amené à la conviction qu'il viendra un temps où l'on pourra caractériser les Algues comme on le fait pour les Bactéries, par l'aspect des cultures. Dans des conditions bactériologiques bien déterminées chaque Algue présente un aspect spécial. C'est ainsi que les cultures de *Chlorococcum infusionum* Menegh. se distinguent à première vue des cultures de *Chlorella vulgaris* Beijerinck. L'aspect de *Hormidium flaccidum* Kütz. est si caractéristique qu'on le reconnait immédiatement en culture pure. *Stichococcus bacillaris* Näg présente dans les cultures assez âgées (un mois environ) un feutrage aérien qu'on ne retrouve pas chez d'autres Algues. Il est inutile de rappeler l'aspect si curieux des colonies de Diatomées, décrites par Richter et Meinhold [98]. Nous avons publié une photographie de colonies de *Phormidium automnale* (Agardh) Gomont (*Annales de l'Institut Pasteur* 1911, p. 61) qui présentent des boucles aisément reconnaissables. De plus en plus, les méthodes de diagnose utilisées en Bactériologie serviront à caractériser les Algues; il suffira que les algologistes s'entendent sur les conditions culturales à réaliser.

Les résultats de nos cultures expérimentales de *Chlorella luteo-viridis* ont été consignés dans des tableaux (voir p. 166 et suivantes). Nos cultures furent faites à la lumière et à l'obscurité, en milieu liquide et sur gélose; nous avons noté l'intensité du développement, la couleur de la culture, la réaction acide ou alcaline des milieux après culture. Dans d'autres tableaux, nous avons réuni les renseignements concernant les dimensions des cellules, la présence ou l'absence de pyrénoïde, la production de glycogène et de matières grasses (huile). Des photographies et des dessins faits à la chambre claire complètent la description des cultures.

Les corps organiques étudiés ont été ajoutés au milieu nutritif que nous avons décrit antérieurement : le milieu riche en chaux (voir p. 115). Ce milieu a l'avantage de ne pas donner des cultures abondantes au début, ce qui permet de voir si une substance organique est favorable à la croissance de l'Algue. Pour les corps très favorables, on note un développement marqué, déjà dès les premiers jours; alors que, dans le milieu nutritif seul, les cultures ne deviennent appréciables qu'après vingt jours à un mois. Il est ainsi aisé d'apprécier l'action favorisante (ou retardatrice) des corps organiques.

Les concentrations des sels organiques que nous avons utilisées sembleront à certains trop fortes; nous avons généralement essayé des doses de 1 °/o. Beaucoup d'auteurs ont actuellement une tendance manifeste à diminuer les doses des corps fournis comme aliments aux Algues. Il est certain que si l'on utilise des doses de 1 °/oo ou moins, les Algues pousseront en présence de corps qui, à des doses supérieures, sont peu ou pas utilisés. C'est ainsi que Meinhold [98] trouva que les Diatomées peuvent utiliser le palmitate, l'oléate, le stéarate de soude à 0.1 à 0.5 °/oo, tandis que des doses de 1 °/oo de ces mêmes corps empêchent tout développement. Treboux [128] conseille des concentrations de 2.5 °/oo et mieux 1 °/oo. Les doses de 0.5 °/o de sels potassiques seraient mal utilisées. Les expériences de nombreux savants faites avec des corps toxiques, par exemple les sels inorganiques de métaux lourds, démontrent que des corps nuisibles suffisamment dilués ont une action excitante et favorable sur le développement des organismes. Cette excitation ne permet pourtant pas de ranger les sels des métaux lourds parmi les aliments, ils agissent indirectement sur le développement.

Dans nos expériences ce qu'il importait d'établir, c'est la valeur alimentaire des corps organiques; il fallait éviter d'employer des doses trop faibles : doses excitantes, mais non alimentaires. C'est pour ces raisons que nous avons utilisé les doses de 1 °/o. Divers savants ont d'ailleurs opéré de même. Rappelons que notre maître E. Laurent [78] étudia l'assimilation des corps organiques par la Levure de bière, par l'emploi de concentrations de 1 °/o et plus.

Nous avons expérimenté environ cent trente corps organiques différents. Indiquons la manière qui nous servit à préparer les milieux gélosés à 2 °/o. Nous préparions, d'une part, de la gélose minérale renfermant 4 °/o de gélose et du liquide calcique dilué à 1/25 S-M (p. 115). La gélose avait, au préalable, été appauvrie par addition d'acide nitrique et des lavages répétés à l'eau pendant deux jours. La gélose minérale est répartie en tubes à essai et stérilisée. A ces tubes de gélose, nous ajoutions une partie égale d'une solution à 2 °/o d'un des corps organiques à expérimenter. Les tubes sont alors stérilisés à l'autoclave. Le milieu ainsi composé renfermait 2 °/o de gélose minérale (liquide calcique dilué 50 fois) et 1 °/o de corps organiques. Dans quelques cas l'addition de corps organiques provoqua la liquéfaction de la gélose, mais ce cas est plutôt l'exception.

Dans les tableaux nous avons groupé les corps organiques d'après leurs affinités chimiques, nous avons suivi la classification des corps organiques indiquée dans le *Traité élémentaire de chimie organique*, de A. Bernthsen (1900).

En tête de chaque tableau nous avons indiqué les conditions expérimentales des cultures. On comparera ces tableaux entre eux et les collationnera avec la description des cultures que nous donnons plus loin en détail, ainsi qu'avec nos conclusions.

LISTE DES CORPS ORGANIQUES EXPÉRIMENTÉS :

I. Hydrocarbures

ALCOOLS MONOVALENTS

Alcool amylique	$C^{5}H^{11}.OH$
Méthylsulfate de K	$CH^{3}.O.SO^{3}K$
Éthylsulfate de K	$C^{2}H^{5}.O.SO^{3}K$
Propylsulfate de K	$C^{3}H^{7}.O\ SO^{3}K$
Isobutylsulfate de K	$C^{4}H^{9}.O.SO^{3}K$

Bases azotées

Diméthylamine	$NH(CH^{3})^{2}$
Éthylamine	$NH^{2}.C^{2}H^{5}$
Triéthylamine	$N(C^{2}H^{5})^{3}$
Propylamine	$C^{3}H^{7}.NH^{2}$
Amylamine	$C^{5}H^{13}N$

Acides gras

Formiate de Na	$CHO^{2}Na$
Acide acétique	$C^{2}H^{4}O^{2}$
Acétate de K	$CH^{3}.COOK$
Acétate de Na	$CH^{3}.COONa$
Acétate de Ca	$(CH^{3}.COO)^{2}Ca$
Acétate de Pb	$(CH^{3}.CO\ O)^{2}Pb$
Acide propionique	$C^{3}H^{6}O^{2}$
Acide butyrique	$C^{4}H^{8}O^{2}$
Acide isobutyrique	$C^{4}H^{8}O^{2}$
Acide valérianique	$C^{5}H^{10}O^{2}$

Amides

Formamide	$H.CO.NH^{2}$
Oxamide	$CO(NH^{2})^{2}$

ALCOOLS POLYVALENTS

Alcools trivalents

Glycérine	$C^{3}H^{5}(OH)^{3}$
Glycérophosphate de Ca	$C^{3}H^{5}(OH)^{2}O.PO^{3}Ca$
Acide oléique	$C^{18}H^{33}O.OH$
Oléate de Na	$C^{18}H^{33}O^{2}Na$

Alcools tétravalents

Érythrite	$C^{4}H^{6}(OH)^{4}$

Alcools hexavalents

Mannite	$C^{6}H^{8}(OH)^{6}$
Dulcite	$C^{6}H^{8}(OH)^{6}$
Mélampyrite	

Acides monobasiques

Alanine	$CH^{3}.CH(NH^{2})CO.OH$
Acide glycérique	$C^{2}H^{3}(OH)^{2}CO.OH$

Acides bibasiques

Acide oxalique	$C^{2}H^{2}O^{4}$
Oxalate de Na	$C^{2}O^{4}Na^{2}$
Oxalate neutre de K	$C^{2}O^{4}K^{2}$
Acide malonique	$C^{3}H^{4}O^{4}$
Acide succinique	$C^{4}H^{6}O^{4}$
Acide fumarique	$C^{2}H^{2}(CO.OH)^{2}$
Acide maléique	$C^{2}H^{2}(CO.OH)^{2}$
Acide malique	$C^{2}H^{3}.OH.(CO.OH)^{2}$
Malate de Na	$C^{4}H^{4}O^{5}Na^{2}$
Malate de Ca	$C^{4}H^{4}O^{5}Ca$
Acide aspartique	$C^{2}H^{3}.NH^{2}.(CO.OH)^{2}$
Asparagine	$C^{2}H^{3}.NH^{2}.(CO.NH^{2})CO.OH$
Tartrate de K	$C^{2}H^{2}(OH)^{2}.CO^{2}K^{2}$
Tartrate de Na	$C^{2}H^{2}(OH)^{2}.CO^{2}Na^{2}$
Tartrate de Ca	$C^{2}H^{2}(OH)^{2}.CO^{2}Ca$
Bisaccharate de K	$C^{4}H^{4}(OH)^{4}.CO^{2}K^{2}$
Acide mucique	$C^{4}H^{4}(OH^{4})(COOH)^{2}$

Acides tribasiques

Citrate de K	$C^{3}H^{4}(OH)(CO^{2}K)^{3}$
Citrate d'Am	$C^{3}H^{4}(OH)(CO^{2}NH^{4})^{3}$
Citrate de Ca	$C^{3}H^{4}(OH)(CO^{2})^{2}Ca^{3}$
Citrate de Fe	$C^{3}H^{4}OH.CO^{2}Fe$

Dérivés du cyanogène

Cyanure de K	KCN
Ferrocyanure de K	$K^{4}Cy^{6}Fe$

Dérivés de CO^{2}

Urée	$CO(NH^{2})^{2}$
Nitrate d'urée	$CON^{2}H^{4}.NO^{3}$

Groupe de l'acide urique

Acide urique	$C^5H^4.NH^4O^3$
Allantoïne	$C^2O^2C^2OHNH.NH^2$

HYDRATES DE CARBONE

Pentoses

Arabinose	$C^5H^{10}O^5$

Hexoses

Glucose (dextrose)	$C^6H^{12}O^6$

Groupe du sucre de canne

Saccharose	$C^{12}H^{22}O^{11}$
Lactose	$C^{12}H^{22}O^{11}$
Maltose	$C^{12}H^{22}O^{11}$
Raffinose	$C^{18}H^{32}O^{16}$

Groupe de la cellulose

Lichénine	
Inuline	
Dextrine	$C^{12}H^{20}O^{10}$
Arabine	

Gommes $C^6H^{10}O^5$

Gomme mastic
Gomme arabique
Gomme sandaraque
Gomme adragante

Passage aux composés aromatiques

Antipyrine	$C^{11}H^{12}N^2O$

Résines

Résine de benjoin
Gomme laque

Glucosides

Amygdaline	$C^{20}H^{27}O^{11}$
Salicine	$C^{13}H^{18}O^7$
Saponine	$C^{32}H^{52}O^{17}$
Quercitrine	$C^{21}H^{22}O^{12}$

II. Série aromatique

Dérivés des carbures aromatiques

Aniline	$C^6H^5NH^2$
Chlorhydrate d'aniline	$C^6H^5NH^2.HCl$
P. toluidine	$C^6H^4(CH^3)NH^2$
Métaphénylènediamine	$C^6H^4(NH^2)^2$

Dérivés nitrés et sulfoniques aromatiques

Toluènsulfonate de K	$C^6H^4.CH^3.SO^3K$
Toluènsulfonate de Ba	$(C^6H^4.CH^3SO^3)^2Ba$
Benzènesulfonate de Ba	$(C^6H^5.SO^2O)^2Ba$
Nitrobenzol	$C^6H^5.NO^2$
Acide sulfanilique	$C^6H^4.NH^2.SO^3H.$

Phénols

Pyrocatéchine	$C^6H^4(OH)^2$
Orcine	$C^6H^3.CH^3(OH)^2$
Thymol	$C^{10}H^4.O$
Acide pyrogallique	$C^6H^3(OH)^3$

Acides aromatiques

Acide benzoïque	$C^6H^5.COOH$
Acide cinnamique	$C^6H^5.(CH)^2.COOH$
Acide gallique	$C^6H^2(OH)^3.COOH$
Tannin (acide gallotannique)	$C^{14}H^{10}O^9$
Saccharine	$C^6H^4.COSO^2.NH$
Acide salicylique	$C^6H^4.OH.COOH$
Acide paroxylènbenzoïque	$C^6H^4.OH.COOH$
Salol	$C^6H^4.OH.CO^2.C^6H^5$
Acide phtalique	$C^6H^4(COOH)^2$

Groupe de la naphtaline

Naphtylamine	$C^{10}H^7NH^2$
Chlorhydrate de naphtylamine	$C^{10}H^7NH^2.HCl$
Bétol	$C^{10}H^7.OCO.C^6H^4.OH$

Groupe de l'anthracène

Anthracène	$C^{14}H^{10}$

Dérivés pyridiques

Pyridine	C^5H^5N

ALCALOIDES ET DIVERS

Glycyrrhizine ammoniacale

Alcaloïdes de l'opium

Morphine (chlorhydrate)	$C^{17}H^{19}NO^3.HCl$

Alcaloïdes du quinquina

Quinine (chlorhydrate)	$C^{20}H^{24}N^2O^2.HCl$

III. Albuminoïdes et divers

Albumine de l'œuf
Peptone
Fibrine du sang
Fibrine végétale
Caséine
Glutencaséine (Poulenc)
Taurocholate de Na
Gélatine
Gélose

Chlorella luteo-viridis, Chodat.

CULTURES A LA LUMIÈRE

Milieu de culture : gélose minéralisée.
Ensemencement en strie.

INTENSITÉ DU DÉVELOPPEMENT. — COULEUR

SELS	3 jours	5 jours	6 jours	9 jours	10 jours	14 jours	15 jours	20 jours	24 jours	25 jours	36 jours	4 1/2 mois	[illegible]
Alcool amylique . . . 5 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0	0
Diméthylamine. . . . 5 %	faible	assez faible	—	assez faible	—	assez faible	—	—	assez faible	—	—	assez faible	vert
Ethylamine . . . . . 5 %	très faible	très faible	—	très faible	—	très faible	—	—	très faible	—	—	très faible	vert pâle
Propylamine 5 %	faible	assez faible	—	assez faible	—	assez faible	—	—	assez faible	—	—	assez faible	vert
Formiate de Na . 1 %		faible	—	faible	—	faible	—	—	faible	—	—	faible	vert
Acétate de K . . . . . 1 %	—	—	—	très faible	—	assez forte	—	—	forte	—	—	forte, vert foncé	vert, plissé
Acétate de Na . . . 1 %	—	très faible	—	assez forte	—	forte	—	—	forte	—	—	forte, vert foncé	vert sale
Acétate de Ca. . . . . 1 %	—	faible	—	assez faible	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	forte, brun vert	brun vert sale, plissé
Formamide . . . . . 5 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Glycérine . . . . . . 5 %	—	très faible	—	faible	—	assez faible	—	—	assez faible	—	—	assez faible	vert
Glycérophosphate de Ca 1 %	faible	assez faible	—	assez faible	—	assez faible	—	—	assez faible	—	—	assez faible	vert pâle
*Acide oxalique . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	0	—	—	—	—	—	0
*Oxalate de Na . . . . 1 %	—	—	traces	—	faible	—	faible	faible	—	faible	forte	forte	vert pâle
Malate de Na . . . . 1 %	faible	assez faible	—	assez forte	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte	vert
Malate de Ca . . . . 1 %	—	très faible	—	assez forte	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte	vert
*Asparagine. . . . . 1 %	—	—	traces	—	faible	—	assez faible	assez forte	—	forte	très forte	très forte	vert foncé
Tartrate de K . . . . 1 %	faible	assez forte	—	forte	—	forte	—	—	forte	—	—	—	vert foncé
Tartrate de Na . . . . 1 %	faible	assez faible	—	assez faible	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte	vert pâle
Tartrate de Ca . . . . 1 %	—	très faible	—	assez faible	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte	vert
Citrate de K . . . . . 1 %	—	faible	—	assez faible	—	assez faible	—	assez faible	—	—	—	assez faible	vert
Citrate d'Am . . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	0	—	—	—	—	—	0
*Citrate de Ca . . . . . 1 %	—	faible	—	assez faible	—	assez faible	—	—	faible	—	—	faible	vert
*Citrate de fer vert. . . 1 %	—	—	—	—	—	—	0	—	—	—	—	—	0
Citrate de fer rouge. . 1 %	—	très faible	—	très faible	—	très faible	—	—	très faible	—	—	très faible	vert foncé
Cyanure de K . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—			0

												foncé panaché	bords jaunes
Saccharose . . . . . . 2 %	faible	assez forte	—	très forte	–	très forte	—	—	très forte	—	–	très forte, vert foncé et jaune	vert foncé
Lactose . . . . . . 1,5 %	faible	assez faible		assez forte	—	assez forte	—	—	forte	–	—	forte	vert foncé
Maltose . . . . 1 %	—	assez faible	—	très forte	—	très forte	—	—	très forte	—	—	—	vert foncé
Gomme mastic . . . . 1 %		très faible		très faible	—	très faible	—	—	très faible	—	—	faible, vert gai	vert pâle
Gomme adragante . . 1 %	—	très faible	—	très faible	—	assez faible	—	—	assez faible		—	assez forte, vert pâle et jaune	vert pâle
Dextrine . . . . . . 1 %	faible	faible	—	assez faible	—	assez faible	—	—	assez faible		—	assez faible vert pâle	vert
Gomme arabique . . . 1 %	très faible	assez faible	—	assez forte	—	assez forte	—	—	assez forte	–	—	assez forte vert foncé	vert pâle
Antipyrine . . . . . . 1 %	–	très faible	–	faible	—	faible	—	—	faible		—	faible	vert pâle
Résine de benjoin . . 1 %	—		—		—	–	—	—	—	—	—	—	O
Saponine . . . . 1 %	faible	assez faible	—	assez faible	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte	vert
Gluten caséine . . . . 1 %		faible	—	assez faible	—	assez forte	—		assez forte	—	—	assez forte	vert
Taurocholate de Na. 0.3 %	faible	assez faible	—	assez forte	—	assez forte	—	—	forte	—	—	forte	vert foncé
Gélatine . . . . . . 12 %	faible	faible	—	forte	—	très forte	—	—	très forte	—	—	très forte vert foncé	vert foncé
Ptoluidine . . . . . . 1 %	—		—	—	—	—	—	—		—	—	—	O
*Métaphénylènediamine 1 %			—	—	—	—	—	—	—	—	—		O
Nitrobenzol . . . . . 5 %	—	—	—	—	–	—	—	—	—	—	—	—	O
Benzènesulfonate de Ba 1 %		—	–	—	–		—		–	—	—	traces	vert jaune
*Toluènesulfonate de Ba 1 %		—	faible	—	assez forte	—	assez forte	assez forte		assez forte	assez forte	—	vert pâle
*Acide pyrogallique . . 1 %	—		—		—	–	—	—	–	—	—	—	O
*Acide benzoïque . . . 1 %	–	—		—	—	—	—	—		—	–	—	O
*Acide gallique . . . . 1 %		—	—		—	—	—	—	—	—		—	O
*Tannin . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	–	–		—	—	—	O
Naphtylamine . . . . 1 %	—	—	—	–	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Anthracène . . . . . . 1 %	–	—	—	faible	—	assez faible	—	—	assez faible	—	—	assez forte vert foncé	vert pâle
Pyridine . . . . 5 %	—	—	—	–	—	—	—	—	—		—	—	O
Morphine . . . . 1 %	faible	faible	—	assez faible	—	assez faible	—	—	assez forte	—	—	assez forte vert foncé	vert foncé
Quinine . . . . 1 %	—	—	—	traces	—	traces	—	—	O	—	–	—	O

---

* La gélose est liquéfiée, ensemencement : 3 gouttes d'une émulsion faite en diluant une culture sur gélose au sucre de canne dans 10 cc. d'eau physiologique

Chlorella luteo-viridis. CULTURES A L'OBSCURITÉ

Milieu de culture : gélose minéralisée.
Ensemencement en strie.

INTENSITÉ DU DÉVELOPPEMENT. — COULEUR

SELS	3 jours	5 jours	6 jours	9 jours	10 jours	14 jours	17 jours	20 jours	24 jours	26 jours	36 jours	1 à 2 mois	Couleur [illegible] après 36 jours
Alcool amylique . . . 5 °/o	très faible	—	—	traces	—	—	—	—	traces	—	—		jaunâtre
Diméthylamine . . . 5 °/o	—	très faible	—	très faible	—	faible	—	—	faible	—	—	faible	jaune verdâtre
Éthylamine . . . . . 5 °/o	—	traces	—	faible	—	assez faible	—	—	assez faible	—	—	assez faible	vert pâle étalée
Propylamine . . . . . 5 °/o	—	—	—	très faible	—	faible	—	—	faible	—	—	faible	vert pâle
Acétate de Ca . . . . 1 °/o	—	—	—	traces	—	faible	—	—	assez faible	—	—	assez forte	jaune sale plissé
Acétate de K . . . . . 1 °/o	très faible	très faible	—	assez forte	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte vert	vert jaune sale plissé
Acétate de Na . . . . 1 °/o	très faible	très faible	—	forte	—	forte	—	—	forte	—	—	forte vert	jaune vert sale plissé
Formamide . . . . . . 5 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	traces	—	—	néant ?	jaune
Glycérine . . . . . . 5 °/o	très faible	faible	—	assez faible	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte	vert
Acide oxalique . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Oxalate de Na . . . . 1 °/o	—	—	—	—	traces	traces	traces	traces	—	traces	traces	faible	vert pâle
Oxalate neutre de K . . 1 °/o	faible	assez faible	—	assez forte	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte	vert pâle étalée sèche
Malate de Na . . . . . 1 °/o	—	—	—	très faible	—	faible	—	—	faible	—	—	faible	vert
Malate de Ca . . . . . 1 °/o	—	très faible	—	très faible	—	faible	—	—	faible	—	—	faible	vert pâle étalée
*Asparagine . . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	traces	traces	traces	—	traces	traces	—	vert ?
Tartrate de K . . . . 1 °/o	faible	assez faible	—	assez faible	—	assez faible	—	—	assez faible	—	—	assez faible	vert jaunâtre
Tartrate de Na . . . . 1 °/o	—	très faible	—	très faible	—	très faible	—	—	très faible	—	—	très faible	vert pâle étalée
Tartrate de Ca . . . . 1 °/o	—	—	—	assez faible	—	assez faible	—	—	faible	—	—	faible	vert pâle étalée
Citrate de K . . . . . 1 °/o	—	très faible	—	faible	—	faible	—	—	faible	—	—	faible	vert pâle étalée humide
*Citrate d'Am. . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Citrate de Ca . . . . 1 °/o		faible		faible		faible			faible			faible	vert jaunâtre
*Citrate de fer vert . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Citrate de fer rouge . . 1 °/o	très faible	très faible	—	faible	—	faible	—	—	faible	—	—	faible	vert pâle
Cyanure de K . . . . 1 °/o													O

Glucose . . . . 1 °/o	très faible	assez forte	—	forte	—	forte	—	—	très forte	—	—	très forte vert	jaune
Saccharose. . . . . . 2 °/o	assez forte	assez forte	—	très forte	—	très forte	—	—	très forte	—	—	très forte vert foncé panaché	vert jaune panaché
Lactose . . . . . . 1.5 °/o	faible	faible	—	faible	—	faible	—	—	faible	—	—	faible	jaune verdâtre
Maltose . . . . 1 °/o	—	faible	—	forte	—	très forte	—	—	très forte	—	—	très forte vert	jaunâtre
Gomme mastic . . . . 1 °/o	très faible	très faible	—	très faible	—	faible	—	—	faible	—	—	assez faible vert pâle	vert pâle étalée
Gomme adragante . . 1 °/o	—	—	—	traces	—	très faible	—	—	faible	—	—	assez forte vert pâle	jaune vert pulvérulent
Dextrine. . . . . . . 1 °/o	faible	assez faible	—	assez faible	—	assez faible	—	—	assez faible	—	—	assez faible	vert jaunâtre
Gomme arabique . . . 1 °/o	faible	assez faible	—	assez forte	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte	vert pâle étalée sèche
Antipyrine. . . . . . 1 °/o	faible	faible	—	faible	—	assez faible	—	—	assez faible	—	—	assez faible	vert jaunâtre étalée sèche
Résine de benjoin. . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Saponine. . . . . . . 1 °/o	faible	assez faible	—	assez faible	—	assez faible	—	—	assez faible	—	—	assez faible	vert jaunâtre
Glutencaséine . . . . 1 °/o	—	très faible	—	assez faible	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte	vert pâle
Gélatine . . . . . . 12 °/o	(forte)	(forte)	—	forte	—	très forte	—	—	forte	—	—	forte	vert foncé
Ptoluidine . . . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
*Métaphénylènediamine 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Nitrobenzol . . . . . 5 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
*Toluènesulfonate de Ba 1 °/o	—	—	traces ?	—	traces	traces	très faible	très faible	—	très faible	très faible	faible	vert jaune
Toluènesulfonate de K 1 °/o	très faible	très faible	—	faible	—	faible	—	—	faible	—	—	faible	vert pâle
*Benzènesulfonate de Ba 1 °/o	—	—	traces	—	très faible	très faible	très faible	faible	—	faible	faible	faible	vert pâle
*Acide pyrogallique . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
*Acide benzoïque . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
*Acide gallique . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
*Tannin . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Naphtylamine . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Anthracène. . . . . . 1 °/o	—	faible	—	faible	—	faible	—	—	assez faible	—	—	assez faible	vert jaunâtre
Pyridine. . . . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Morphine . . . . . . 1 °/o	faible	très faible	—	assez forte	—	assez forte	—	—	assez forte	—	—	assez forte	vert pâle
Quinine . . . . 1 °/o	très faible	très faible	—	très faible	—	traces	—	—	traces	—	—	traces	vert pâle étalée
*Aniline . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Taurocholate de Na 0.3 °/o	—	—	—	faible	—	assez faible	—	—	assez faible	-	—	assez faible	vert (pâle)

(*) Gélose liquéfiée à l'ensemencement, 3 gouttes (voir page 167).

Chlorella luteo-viridis.

CULTURES A LA LUMIÈRE

Milieu de culture : liquide calcique.
Ensemencement : 3 gouttes d'émulsion (voir note p. 167).

INTENSITÉ DU DÉVELOPPEMENT. — COULEUR

SELS	2 jours 3 jours	6 jours	7 jours	9 jours 10 jours	12 jours	15 jours	17 jours	20 jours	24 jours (23-25)	33 jours	36 jours	4 1 2 mois	[illegible]
Alcool amylique . . . 5 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Méthylsulfate de K. . 1 °/o	—	traces?	—	traces	traces	—	—	traces	—	—	—	faible	vert pâle A
Éthylsulfate de K . . 1 °/o	—	très faible	—	faible	faible	—	—	faible	—	—	—	assez faible	vert pâle A
Propylsulfate de K. . 1 °/o	—	très faible	—	très faible	faible	—	—	assez faible	—	—	—	assez faible	vert pâle A
Isobutylsulfate de K . 1 °/o	traces?	très faible	—	faible	assez faible	—	—	assez faible	—	—	—	assez faible	vert pâle A
Diméthylamine. . . . 5 °/o	—	—	traces	—	faible	—	faible	—	faible	faible	—	—	vert pâle
Éthylamine . . . . . 5 °/o	traces	—	faible	—	assez faible	—	assez faible	—	assez faible	assez faible	—	—	vert pâle
Triéthylamine . . . . 1 °/o	—	très faible	—	très faible	faible	—	—	faible	—	—	—	—	vert pâle
Propylamine. . . . . 5 °/o	traces	—	assez faible	—	assez faible	—	assez faible	—	assez forte	assez forte	—	assez forte	vert A
Amylamine . . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	traces	vert pâle A
Formiate de Na . . . 2 °/o	—	—	—	—	—	très faible	—	—	—	—	—	faible	vert A
Acide acétique. . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	O	—	—	—	—	—	—	O
Acétate de K. . . . . 2 °/o	—	—	—	—	—	O	—	—	—	—	—	—	O
Acétate de K. . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	assez forte	—	—	—	—	—	forte	vert A
Acétate de Na . . . . 1 °/o	—	—	—	traces	—	traces	—	assez faible	assez faible	—	assez faible	—	vert pâle
Acétate de Ca . . . . 1 °/o	—	traces?	—	—	—	traces	—	faible	assez faible	—	assez forte	—	vert
Acétate de Pb . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Acide propionique . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Acide butyrique . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Acide isobutyrique. . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Acide valéréanique. . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Formamide . . . . . 5 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Oxamide. . . . . . 1 °/o	—	—	—	—	très faible	—	—	faible	—	—	—	faible	vert pâle B
Glycérine . . . . . . 5 °/o	—	—	faible	—	assez forte	—	assez forte	—	forte	forte	—	forte	vert A
Glycérophosphate de Ca 1 °/o	traces	très faible	—	faible	assez faible	—	—	assez faible	—	—	—	—	vert pâle
Acide oléique . . . . 1 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Oléate de Na. . . . . 2 °/o	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O

Mélampyrite. . . . . 1 %		très faible	—	très faible	faible		—	faible	—	—	—		vert pâle
Alanine . . . . 1 %	—	traces	—	traces	très faible	—	—	très faible	—	—	—	très forte vert foncé	vert B
Acide oxalique. . . . 1 %	—	—	—	—	—	O	—	—	—	—	—	—	O
Oxalate de Na . . . . 1 %	faible	assez faible	—	assez forte	—	forte	—	forte	forte	—	forte	forte	vert B
Oxalate neutre de K . 1 %	traces	faible	—	assez forte	—	assez forte	—	assez forte	forte	—	forte	forte	vert B
Acide malonique. . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Acide succinique. . . 1 %	traces	traces	—	traces	traces	—	—	très faible	—	—	—	—	vert
Acide fumarique . . . 1 %	traces?	traces	—	traces	très faible	—	—	traces	—	—	—	—	vert
Acide maléique . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Acide malique (2). . . 1 %			—	-	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Acide aspartique. . . 1 %		traces?	—	traces?	—	—	—	traces	—	—	—	—	O
Asparagine . . . . . 1 %		traces	—	faible	—	faible	—	assez faible	assez faible	—	assez faible	assez forte	vert pâle B
Tartrate de K . . . . 1 %	traces	faible	—	assez forte	—	assez forte	—	assez forte	assez forte	—	assez forte	assez forte	vert A
Tartrate de Na. . . . 1 %	traces	traces	—	traces	—	traces	—	faible	faible	—	faible	faible	vert pâle A
Tartrate de Ca. . . . 1 %	faible	assez faible	—	assez forte	—	assez forte	—	assez forte	assez forte	—	assez forte	forte	vert A
Bisaccharate de K . . 1 %	traces?	traces?	—	traces?	traces?	—	—	traces?	—	—	—	—	vert?
Acide mucique. . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	O	—	—	—	—	O
Citrate de K . . . . . 1 %	—	traces	—	faible	—	faible	—	assez faible	assez faible	—	assez faible	assez forte	vert pâle B
Citrate d'Am. . . . . 1 %	—	faible	—	assez forte	—	assez forte	—	forte	forte	—	forte	très forte	vert foncé A
Citrate de Ca . . . . 1 %	—	traces	—	très faible	—	très faible	—	faible	faible	—	faible	assez faible	vert pâle A
Citrate de Fe vert . . 1 %	—	—	—	très faible	—	assez faible	—	—	O	—	O	O	O B
Citrate de Fe rouge . 1 %						faible	—	faible	faible	—	O	O	O B
Citrate de Fe rouge . 2 %		—	—	—	—	O	—	—	—	—	—	..O	O
Cyanure de K . . . . 1 %	—	—	—	—	—	O	—	—	—	—	—	—	O
Cyanure de K . . . . 2 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Ferrocyanure de K. . 1 %	—	—	—	—	—	O	—	—	—	—	—	—	O
Urée . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Urée . . . . 2 %	-	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	O
Nitrate d'urée . . . . 1 %	-	très faible	—	très faible	faible	—	—	faible	—	—	—	faible	vert pâle A
Acide urique. . . . . 1 %		traces	—	très faible	—	très faible	—	faible	faible	—	assez faible	forte	vert A

Réaction au tournesol après 4 mois { A = acide.
B = alcalin.

(1) Contaminé par Penicillium.

(2) Voir pour malates à la page 173.

Chlorella luteo-viridis.

CULTURE A LA LUMIÈRE

Milieu de culture : liquide calcique *(suite)*.
Ensemensement : 3 gouttes d'émulsion (voir note page 167).

INTENSITÉ DU DÉVELOPPEMENT. — COULEUR

[illegible]	2 jours 3 jours	6 jours	7 jours	9 jours 10 jours	12 jours	15 jours	17 jours	20 jours	24 jours (23-25	33 jours	36 jours	4 1/2 mois	Couleur [illegible]
Allantoïne . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	assez forte	vert A
Glucose . . . . 1 %	traces	assez faible	—	assez faible	—	assez forte	—	assez forte	forte	—	très forte	—	vert pâle
Maltose . . . . 1 %	—	—	—	—	—	traces	—	assez faible	assez faible	—	assez forte	assez forte	vert A
Raffinose . . . . 1 %		traces		traces	traces			assez faible					vert (1)
Lichénine . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Inuline . . . . 1 %	—	très faible	—	très faible	très faible	—	—	très faible	—	—	—	—	vert (1)
Dextrine. . . . . 1 %	faible	assez faible	—	assez forte	—	forte	—	forte	forte	—	forte	forte	vert A
Arabine . . . . 1 %	—	traces	—	—	traces	—	—	traces	—	—	—	—	vert pâle
Gomme mastic . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Gomme arabique . . . 1 %	—	assez faible	—	assez forte	—	forte	—	forte	forte	—	forte	forte	vert A
Gomme sandaraque. . 1 %	—	—	—	très faible	très faible	—	—	traces	—	—	—	—	vert
Gomme adragante . . 1 %	—	—	faible	—	assez faible	—	assez forte	—	assez forte	assez forte	—	assez forte	vert pâle B
Antipyrine. . . . . . 1 %	—	—	traces	—	faible	—	assez faible	—	assez faible	assez faible	—	traces?	vert pâle A
Résine de benjoin . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Amygdaline . . . . . . 1 %	—	très faible	—	faible	faible	—	—	faible	—	—	—	—	vert
Saponine. . . . . . . 1 %	—	assez faible	—	assez forte	—	forte	—	forte	très forte	—	très forte	très forte	vert A
Quercitrine . . . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Peptone . . . . 2 %		—	—	—	—	—	—	—	—	assez faible	—	—	vert pâle
Fibrine du sang . . . 1 %	—	—	—	traces	traces	—	—	assez forte	—	—	—	—	vert (1)
Gluten caséine . . . . 1 %	—	—	faible	—	assez faible	—	assez forte	—	assez forte	assez forte	—	assez forte	vert A
Taurocholate de Na 0.3 %		—	traces	—	traces	—	faible	—	assez faible	assez faible	—	assez faible	vert pâle A
Gélatine	—	—	—	—	—	assez forte	—	—	—	forte	forte	—	vert
Chlorhydrate d'aniline 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
P-toluidine . . . . . . 1 %						0							0

Benzènesulfonate de Ba 1 %	traces?	faible		assez forte		forte		forte	forte		forte	assez forte	vert pâle A
Nitrobenzol . . . . . 5 %								—				—	0
Acide sulfanilique . . 1 %								traces				—	vert
Pyrocatéchine . . . . 1 %													0
Orcine. . . . . 1 %													0
Thymol . . . . 1 %													0
Acide pyrogallique . 1.5 %													0
Acide benzoïque . . . 1 %													0
Acide cinnamique . 1 %										—			0
Acide gallique . . . 1 %						0							0
Tannin . . . . 1 %						0							0
Saccharine. . . . . . 1 %													0
Acide salicylique . . 2 %													0
Acide paroxylenbenzoïque . . . 1 %													0
Salol. . . . . 1 %													0
Acide phtalique . . . 1 %													0
Naphtylamine . . . . 1 %													0
Chlorhydrate de naphtylamine . 1 %													0
Bétol . . . . 1 %												—	0
Anthracène . . . . . 1 %						traces?			assez faible		assez forte	assez forte	vert pâle A
Pyridine. . . . . . . 5 %												—	0
Glycyrrhizine ammon 0.5 %												—	0
Morphine . . . . . . 1 %		faible		assez faible		assez faible		assez faible	assez faible		assez faible	assez forte	vert B
Quinine . . . . . . 1 %						0							0
Malate de Na. . . . . 1 %		traces		très faible		traces		très faible	très faible		très faible	faible	vert pâle A
Malate de Ca. . . . . 1 %	faible	faible		faible		assez faible		assez faible	assez forte		assez forte	assez forte	vert A

---

(1) Contaminé par Sclerotinia.

Chlorella luteo-viridis.

CONSERVÉ A L'OBSCURITÉ

Milieu de culture : liquide calcique.
Ensemencement : 3 gouttes d'émulsion (voir note p. 167.)

INTENSITÉ DU DÉVELOPPEMENT. — COULEUR

SELS	4 jours	7 jours	10 jours	11 jours	14 jours	17 jours	23 jours	27 jours	33 jours	Après 4 1/2 mois	Couleur de la culture
Alcool amylique 5 ‰		—									0
Méthylsulfate de K 1 ‰	traces	traces	très faible			très faible		très faible		très faible	vert pâle
Éthylsulfate de K 1 ‰		traces	très faible			très faible		très faible		très faible	vert pâle
Propylsulfate de K 1 ‰		—				traces		traces		traces	vert pâle
Isobutylsulfate de K 1 ‰		traces	très faible			très faible		très faible		très faible	jaunâtre
Diméthylamine 5 ‰				faible	faible	assez faible	assez faible		assez faible		vert
Éthylamine 5 ‰				traces	traces	très faible	faible		faible	faible	vert
Triéthylamine 1 ‰		traces?	très faible			très faible		très faible		traces	vert
Propylamine 5 ‰				traces?	traces?	très faible	très faible		très faible	très faible	vert pâle
Amylamine 1 ‰								traces			vert pâle
Formiate de Na 1 ‰											0
Formiate de Na 2 ‰											0
Acétate de K 1 ‰									traces	assez forte	jaunâtre
Acétate de K 2 ‰					traces?		traces?		traces?	traces?	jaunâtre
Acétate de Na 1 ‰						traces?	traces		traces	assez forte	jaunâtre
Acétate de Ca 1 ‰										assez forte	0
Acide propionique 1 ‰											0
Acide butyrique 1 ‰											0
Acide valérianique 1 ‰											0
Formamide 5 ‰											0
Oxamide 1 ‰	traces	faible	assez faible			assez forte		assez forte			vert
Glycérine 5 ‰			—	traces	très faible	faible	faible	-	faible	faible	vert
Glycérophosphate de Ca 1 ‰	traces	très faible	très faible			très faible		très faible		faible	vert pâle
Érythrite 1 ‰			traces?	—		traces?					0

Mélampyrite 1 0/0		—	—		—						0
Alanine. 1 0/0		—	traces	—	—	traces	—	très faible	—	faible	vert
Acide glycérique 1 0/0				—				—			0
Acide oxalique 1 0/0				—							0
Oxalate de Na 1 0/0		traces	—	faible	assez faible	assez faible	assez faible	—	assez faible	faible	vert jaune
Oxalate neutre de K 1 0/0		très faible		faible	faible	assez faible	assez faible		assez faible	faible	vert
Acide malonique 1 0/0		—		—				—			0
Acide succinique 1 0/0	traces?	traces?	—	—	—	traces?	—	traces	—	—	vert
Acide fumarique 1 0/0	—										0
Acide maléique 1 0/0									—		0
Acide malique 1 0/0								—			0
Malate de Ca 1 0/0		traces	—	—	très faible	—	très faible	—	très faible	traces	vert ?
Acide aspartique 1 0/0	traces?	traces?	—	—	—	traces?	—	traces	—	assez forte	vert
Asparagine 1 0/0				—	—					—	0
Tartrate de K. 1 0/0		très faible	—	faible	assez forte	assez forte	assez forte	—	assez forte	—	vert
Tartrate de Na 1 0/0		—	—	très faible	faible	faible	faible	—	faible	traces	jaunâtre
Tartrate de Ca 1 0/0				—	—						0
Bisaccharate de K. 1 0/0		—	traces?	—	—	traces?	—	traces?	—	0	jaunâtre
Acide mucique 1 0/0	traces	traces	traces	—	—	traces	—	traces	—	—	vert
Citrate d'Am 1 0/0		—	—	—	traces	traces	traces	—	—	—	0?
Citrate de Ca 1 0/0				traces	très faible	très faible	—	—	traces?	—	vert?
Citrate de Fe vert 1 0/0		—	—	traces	traces	traces	traces	—	très faible	faible	vert
Citrate de Fe rouge 1 0/0		—	—	traces	très faible	très faible	très faible	—	très faible	—	vert
Cyanure de K. 1 0/0				—				—			0
Ferrocyanure de K 1 0/0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Urée 1 0/0			—	—				—		—	0
Nitrate d'urée. 1 0/0		traces	traces	—	—	traces	—	traces	—	traces	vert
Acide urique 1 0/0								—	—	—	0
Allantoïne 1 0/0			—	—	—			—	—	—	0

Chlorella luteo-viridis.

CONSERVÉ A L'OBSCURITÉ

Milieu de culture : liquide calcique *(suite)*.
Ensemencement : 3 gouttes d'émulsion (voir note p. 167).

INTENSITÉ DU DÉVELOPPEMENT. — COULEUR

SELS	4 jours	7 jours	10 jours	11 jours	14 jours	17 jours	23 jours	27 jours	33 jours	Après 4 1/2 mois	Couleur de la culture
Glucose . . . . 1 %	—	traces	—	traces	—	très faible	faible	—	faible	faible	vert jaune
Maltose . . . . 1 %	—	très faible	—	faible	faible	assez faible	assez faible	—	assez forte	assez forte	vert
Raffinose . . . . 1 %	—	traces?	traces	—	—	faible	—	assez faible	—	assez faible	vert pâle
Lichénine . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Inuline . . . . 1 %	—	—	—	—	—	traces	-	faible	—	asses forte	jaunâtre
Dextrine . . . . 1 %	—	très faible	—	—	faible	faible	faible	—	faible	—	vert pâle
Arabine . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	traces	vert
Gomme mastic . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	assez faible	vert pâle
Gomme arabique . . . . 1 %	—	traces	—	traces	très faible	très faible	très faible	—	très faible	très faible	jaune
Gomme sandaraque . . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—		—		0
Gomme adragante. . . . . . 1 %	—	faible	—	faible	faible	assez faible	assez faible	-	assez faible	assez faible	vert jaune
Antipyrine . . . . 1 %	—	traces	—	traces	traces	très faible	très faible	—	très faible	traces?	vert pâle
Résine de benjoin . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Amygdaline . . . . 1 %	—	très faible	faible	—	—	assez faible	—	assez faible	—	faible	vert
Salicine . . . . 1 %	—	—	—	—	—	traces?	—	-	—	-	0
Saponine . . . . 1 %	—	très faible	—	faible	assez forte	assez forte	assez forte	—	assez forte	assez forte	vert pâle
Quercitrine. . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Albumine de l'œuf . . . . . 1 %	—	traces?	traces	—	—	traces	—	traces	—	traces	vert pâle
Fibrine du sang . . . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	-	—	—	—	0
Caséine . . . . 1 %	traces?	traces	traces	—	—	très faible	—	faible	-	faible	vert pâle
Gluten caséine . . . . . . 1 %		—	—	—	traces	très faible	très faible	-	très faible	très faible	vert pâle

Ptoluidine	1 %	—	—		—							
Métaphénylènediamine	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Toluènesulfonate de K.	1 %	—	traces?	—	très faible	très faible	très faible	très faible	—	très faible	traces	vert jaune
Toluènesulfonate de Ba	1 %	—	—	traces?	traces?	—	traces?	traces	—	traces	traces	vert pâle
Benzènesulfonate de Ba	1 %	—	—	—	très faible	faible	faible	faible	—	faible	faible	vert pâle
Nitrobenzol	5 %	—	—		—	—	—	—	—		—	O
Acide sulfanilique	1 %	traces?	—	traces	—	—	traces	—	—	traces	—	vert
Pyrocatéchine	1 %	—	—	—	—	—	—	—			—	0
Orcine	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Thymol	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Acide benzoïque	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—		—	0
Acide cinnamique	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—		—	0
Acide gallique	1 %	—	—	—		—	—	—	—		—	0
Tannin	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Saccharine	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—		—	0
Acide paroxylènebenzoïque	1 %	—	—		—	—	—	—	—		—	0
Salol	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—		—	0
Acide phtalique	1 %	—	—	—		—	—	—	—	—	—	0
Naphtylamine	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Chlorhydrate de naphtylamine	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	0
Bétol	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—		—	0
Pyridine	5 %	—	—	—	—	—	—	—	—		—	0
Glycyrrhizine amm.	0.5 %	—	—	—	—	—	—	—	—		—	0
Morphine	1 %	—	traces?	—	—	—	—	O	—		—	O
Quinine	1 %	—	—	—	—	—	—	—	—		—	0
Témoin		—	traces?	traces	—	—	très faible	—	très faible	—	très faible	vert pâle

Chlorella luteo-viridis.

SELS		ABONDANCE DES CULTURES Après 1 mois environ				COULEUR DES CULTURES Après 1 mois environ			
		LUMIÈRE		OBSCURITÉ		LUMIÈRE		OBSCURITÉ	
		Gélose	Liquide	Gélose	Liquide	Gélose	Liquide	Gélose	Liquide
Alcool amylique	[illegible]	0	0	traces	0		—	[illegible]	
Méthylsulfate de K	1 %		traces	—	très faible		vert pâle		vert pâle
Éthylsulfate de K	1 %	—	faible	—	très faible		vert pâle	—	vert pâle
Propylsulfate de K	1 %		assez faible		traces	—	vert pâle		vert pâle
Isobutylsulfate de K	1 %	—	assez faible	—	très faible	—	vert pâle		jaunâtre
Diméthylamine	5 %	assez faible	faible	faible	assez faible	vert	vert pâle	jaune verdâtre	vert
Éthylamine	5 %	très faible	assez faible	assez faible	faible	vert pâle	vert pâle	vert pâle	vert
Triéthylamine	1 %	—	faible	—	très faible		vert pâle	—	vert
Propylamine	5 %	assez forte	assez forte	faible	assez faible	vert	vert	vert pâle	vert
Amylamine	1 %	—	—		traces	—	—		vert pâle
Formiate de Na	1 %	faible	très faible	—	0	vert	vert		—
Acide acétique	1 %	—	0	—	—	—	—		—
Acétate de K	1 %	—	assez forte	assez forte	traces	—	vert	vert jaune sale plissé	jaunâtre
Acétate de Na	1 %	forte	assez faible	forte	traces	vert sale	vert pâle	jaune vert sale plissé	jaunâtre
Acétate de Ca	1 %	assez forte	assez forte	assez faible	0	brun vert sale plissé	vert	jaune sale plissé	—
Acétate de Pb	1 %		0		—			—	
Acide propionique	1 %		0		0			—	—
Acide butyrique	1 %	—	0		0				—
Acide isobutyrique	1 %	—	0		—		—	—	—
Acide valérianique	1 %	—	0		0			—	—
Formamide	5 %	0	0	traces	0		—	jaune	—
Oxamide	1 %	—	faible	—	assez forte	—	vert pâle	—	vert
Glycérine	5 %	assez faible	forte	assez forte	faible	vert	vert	vert	vert
Glycérophosphate de Ca	1 %	assez faible	assez faible	—	très faible	vert	vert pâle	—	vert pâle
Acide oléique	1 %	—	0	—	—	—	—	—	—
Oléate de Na	2 %	—	0	—	—		—	—	—
Érythrite	1 %	—	très faible	—	0		vert pâle	—	—

Alanine	1 °/o	—	très faible	—	très faible	—	vert	-	vert
Acide glycérique	1 °/o	—	—	—	O	-	—	—	—
Acide oxalique	1 °/o	O	O	O	O	—	—	—	—
Oxalate de Na.	1 °/o	forte	forte	traces	assez faible	vert pâle	vert	vert?	vert jaune
Oxalate neutre de K	1 °/o	—	forte	assez forte	assez forte	—	vert	vert pâle	vert
Acide malonique.	1 °/o	—	O	—	O		—	—	—
Acide succinique	1 °/o	—	très faible	—	traces	—	vert	—	vert
Acide fumarique.	1 °/o	—	traces	—	O	—	vert	—	—
Acide maléique	1 °/o	—	O	—	O	—	—	—	—
Acide malique.	1 °/o	—	O	—	O	—	—	-	—
Malate de Na	1 °/o	assez forte	très faible	faible	—	vert	vert pâle	vert	—
Malate de Ca	1 °/o	assez forte	assez forte	faible	très faible	vert	vert pâle	vert pâle	vert ?
Acide aspartique.	1 °/o		traces	—	traces	—	?	—	vert
Asparagine	1 °/o	très forte	assez faible	traces	O	vert foncé	vert pâle	vert	—
Tartrate de K.	1 °/o	forte	assez forte	assez faible	assez forte	vert foncé	vert	vert jaunâtre	vert
Tartrate de Na.	1 °/o	assez forte	faible	très faible	faible	vert	vert pâle	vert pâle	jaunâtre
Tartrate de Ca.	1 °/o	assez forte	assez forte	faible	O	vert	vert	vert pâle	—
Bisaccharate de K.	1 °/o	—	?		traces	—	vert?	—	jaunâtre
Acide mucique	1 °/o	—	O		traces	—	—	—	vert
Citrate de K.	1 °/o	assez faible	assez faible	faible	—	vert	vert pâle	vert pâle	—
Citrate d'Am	1 °/o	O	forte	O	traces	—	vert	–	?
Citrate de Ca	1 °/o	faible	faible	faible	traces	vert	vert pâle	vert jaunâtre	vert?
Citrate de Fe rouge	1 °/o	très faible	faible	faible	très faible	vert foncé	?	vert pâle	vert
Citrate de Fe rouge	2 °/o	—	O	—	—	—	–	—	—
Citrate de Fe vert	1 °/o	O	O	O	très faible	-	—	—	vert
Cyanure de K.	1 °/o	O	O	O	O	—	—	–	—
Ferrocyanure de K.	1 °/o	traces	O	très faible	O	vert pâle		vert pâle	—
Urée	1 °/o	O	O	O	O	—	—	—	—
Nitrate d'urée	1 °/o	–	faible	—	traces	-	vert pâle	—	vert
Acide urique	1 °/o	assez faible	assez faible	assez faible	O	vert	vert	vert	-

— = pas de culture faite. O = culture à résultat negatif.

Chlorella luteo-viridis (*suite*).

SELS	ABONDANCE DES CULTURES Après 1 mois environ				COULEUR DES CULTURES Après 1 mois environ			
	LUMIÈRE		OBSCURITÉ		LUMIÈRE		OBSCURITÉ	
	Gélose	Liquide	Gélose	Liquide	Gélose	Liquide	Gélose	Liquide
Allantoïne. . . . . 1 %	—	—	—	O	—	—	—	—
Glucose. . . . . 1 %	très forte	très forte	très forte	faible	vert foncé	vert pâle	jaune	vert jaune
Saccharose . . . . 1 %	très forte	—	très forte	—	vert foncé	—	vert jaune	—
Lactose . . . . 1 %	forte	—	faible	—	vert foncé	—	jaune verdâtre	—
Maltose. . . . . 1 %	très forte	assez forte	très forte	assez forte	vert foncé	vert	verdâtre	vert
Raffinose . . . . 1 %		assez faible	—	assez faible		vert	—	vert pâle
Lichenine. . . . . 1 %		O	—	O	—	—	—	—
Inuline . . . . 1 %		très faible	—	faible		vert	—	jaunâtre
Dextrine . . . . . . 1 %	assez faible	forte	assez faible	faible	vert	vert	vert jaunâtre	vert pâle
Arabine . . . . 1 %	—	traces	—	O	—	vert pâle	—	—
Gomme mastic. . . . . 1 %	très faible	O	faible	O	vert pâle	—	vert pâle	—
Gomme arabique . . . . . 1 %	asses forte	forte	assez forte	très faible	vert pâle	vert	vert pâle	jaune
Gomme sandaraque . . . 1 %	—	traces	—	O	—	vert	—	—
Gomme adragante . . . . . 1 %	assez faible	assez forte	faible	assez faible	vert	vert pâle	jaune vert	vert jaune
Antipyrine . . . . 1 %	faible	assez faible	assez faible	très faible	vert pâle	vert pâle	vert jaunâtre	vert pâle
Résine de benjoin . . . . . 1 %	O	O	O	O		—	—	—
Gomme laque . . . . 1 %	—	—	—	—	—	—	—	—
Amygdaline. . . . . . . 1 %	—	faible		assez faible	—	vert		vert
Salicine. . . . . 1 %	—	—	—	O	—	—	—	—
Saponine . . . . 1 %	assez forte	très forte	assez faible	assez forte	vert	vert	vert jaunâtre	vert pâle
Quercitrine . . . . 1 %		O		O		—	—	
Albumine (œuf) . . . . . 1 %		—		traces		—		vert pâle
Peptone. . . . . 2 %		assez faible		—		vert pâle		—
Fibrine du sang. . . . . 1 %		assez forte		O		vert		
Fibrine végétale. . . . . . 1 %	—	—	—	—		—		
Caséine. . . . . 1 %			—	faible	—	—	—	vert pâle
Gluten caséine. . . . . . . 1 %	assez forte	assez forte	assez forte	très faible	vert	vert	vert	vert pâle

Gélose	2 %	—		—	—				
Aniline	1 %	—	O	O	O	—	—	—	—
p.-Toluidine	1 %	O	O	O	O	—	—	—	—
Métaphénylènediamine	1 %	O	O	O	O	—	—	—	—
Toluènesulfonate de K	1 %	—	assez forte	faible	très faible	—	vert pâle	vert pâle	vert jaune
Toluènesulfonate de Ba	1 %	assez forte	assez forte	très faible	traces	vert pâle	vert pâle	vert pâle	vert?
Benzènesulfonate de Ba	1 %	—	forte	faible	faible	—	vert	vert pâle	vert pâle
Nitrobenzol	1 %	O	O		O	—	—		—
Acide sulfanilique	1 %	—	traces	—	traces	—	vert	—	vert
Pyrocatéchine	1 %		O	—	O		—		—
Orcine	1 %		O		O	—	—	—	—
Thymol	1 %	—	O		O		—		
Acide pyrogallique	1 %	O	O	O	O		—		—
Acide benzoïque	1 %	O	O	O	O	—	—	—	—
Acide cinnamique	1 %	—	O	—	O			—	—
Acide gallique	1 %	O	O	O	O			—	—
Tannin	1 %	O	O	O	O		—	—	—
Saccharine	1 %		O	—	O			—	—
Acide salicylique	2 %	—	O	—	—				—
Acide paroxylènebenzoïque	1 %	—	O	—	O				
Salol	1 %	—	O	—	O				—
Acide phtalique	1 %	—	O		O		—	—	—
Naphtylamine	1 %	O	O	O	O		—	—	
Bétol	1 %		O		O		—	—	—
Anthracène	1 %	assez forte	assez forte	assez faible	—	vert pâle	vert pâle	vert jaunâtre	
Pyridine	1 %	O	O	O	O	—	—	—	—
Glycyrrhizine ammon	0.5 %		O		O	—	—	—	—
Morphine	1 %	assez forte	assez faible	assez forte	O	vert foncé	vert	vert pâle	—
Quinine	1 %	O	O	traces	O		—	vert pâle	—

— = pas de culture faite. O = culture à résultat négatif.

Pyrénoïde, produits d'assimilation et dimensions des cellules de **Chlorella luteo-viridis.**

CULTURES EN MILIEU LIQUIDE, A LA LUMIÈRE

Les résultats (sauf indications contraires) se rapportent à des cultures bien développées (2 à 3 mois).

SELS	Pyrénoïde	Glycogène	Graisses	3.15 à 4.2 μ	6.3 μ	8.4 μ	10.5 μ	12.6 μ	14.7 μ	16.8 μ	18.9 μ	21.0 μ	[illegible]
Méthylsulfate de K. . 1 %	+(1)	+	peu	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—		
Éthylsulfate de K . . 1 %	+	+	qlq.	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu			—		
Propylsulfate de K. . 1 %	+	+	O (2)	très nomb.	assez	assez	peu	—	—	—	—		
Isobutylsulfate de K . 1 %	+	+	peu	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	—					
Propylamine . . . . 5 %	+	+	assez nomb.	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	—	—	—	—		
Formiate de Na (15 jours) 2 %	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—		
Formiate de Na (1 1/2 mois) 2 %	+?	O	—	assez rares	assez peu	assez	assez	—	—	—	—		
Acétate de K (15 jours) . 2 %	+	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—		
Acétate de K (1 1/2 mois) 2 %	+	—	—	assez peu	assez	assez	assez peu	—	—	—	—		
Acétate de K. . . . . 1 %	+	+	assez nomb.	très nomb.	nombreux	nombreux	nombreux	rares	—	—	—		
Glycérine . . . . . . 5 %	+	O	qlq.	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—		
Érythrite . . . . . . 1 %	+	+	O	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	rares	—	—		
Alanine . . . . 1 %	+	+	O	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	assez peu	—	—	—		
Oxalate de Na. . . . 1 %	+	+	O	nombreux	nombreux	nombreux	assez.	peu	—	—	—		
Oxalate neutre de K . 1 %	+	O	qlq.	très nomb.	nombreux	nombreux	assez peu	—	—	—	—		
Malate de Na . . . . 1 %	+	+	O	assez nomb.	assez	assez	assez	peu					
Malate de Ca . . . . 1 %	+	+	O	nombreux	nombreux	nombreux	assez	—	—	—	—		
Asparagine . . . . . 1 %	+	O	assez nomb.	assez	nombreux	nombreux	nombreux	assez					
Tartrate de K . . . . 1 %	+	+	O	très nomb.	nombreux	nombreux	peu						
Tartrate de Na. . . . 1 %	+	+	O	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—	—	
Tartrate de Ca. . . . 1 %	+	+	O	nombreux	nombreux	nombreux	assez	rares	—	—	—	—	
Tartrate de Ca (5 mois). 1 %	+	+	O	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—		
Citrate de K. . . . . 1 %	+	+	O	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	—	—	—	—		
Citrate d'Am. . . . . 1 %	+	O ?	nombreux	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—		
Citrate de Ca . . . . 1 %	+	+	O	très nomb.	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—	
Nitrate d'urée . . . . 1 %	+	+	O	très nomb	nombreux	nombreux	peu	rares	—	—	—	—	
Acide urique . . . . 1 %	+	+	O	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—			
Allantoïne. . . . . . 1 %	[illegible]	O	O	très nomb.	très nomb.	très nomb.	assez	peu					
Maltose . . . . . . 1 %	O	O ?	très nomb.	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	rares		[illegible]	

Gluten caséine. . . . 1 %	+	+	O	très nomb	nombreux	nombreux	assez	assez	peu	—	—	—	—
Taurocholate de Na 0,3 %	+	·	assez nomb.	très nomb	nombreux	nombreux	assez	peu		—		—	—
Toluènesulfonate de K 1 %	+	+	qlq.	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	—	—	—	—		—
Toluènesulfonate de Ba 1 %	+	+	O ?	assez nomb.	nombreux	nombreux	peu	rares		—	—	—	—
Benzènesulfonate de Ba 1 %	+	+	nombreux	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—	—	—
Anthracène . . . . . . 1 %	+	O ?	nombreux	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	assez	peu	—	—	—	—
Morphine . . . . . . 1 %	+	O	O	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—		—	—
Peptone. . . . . 2 %	+	+	O	assez	assez	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—

Pyrénoïde, produits d'assimilation et dimensions des cellules de **Chlorella luteo-viridis.**

CULTURES EN MILIEU LIQUIDE, A L'OBSCURITÉ

SELS	Pyrénoïde	Glycogène	Graisses	3.15 à 4.2 μ	6.3 μ	8.4 μ	10.5 μ	12.6 μ	14.7 μ	16.8 μ	18.9 μ
Éthylsulfate de K . . . . 1 %	O	O	nombreux	assez	assez	assez	peu				
Propylsulfate de K. . . . 1 %	O	O	O	assez	peu	peu	—	—			
Isobutylsulfate de K. . . 1 %	O	O	assez nomb.	assez	assez	assez	—				—
Éthylamine . . . . 5 %	O	+ ?	assez nomb.	assez	assez	assez	peu			—	
Triéthylamine. . . . . . 1 %	O	+	O	nombreux	assez	peu				—	
Propylamine . . . . . . 5 %	O	+	assez peu	très nomb.	assez	—	—				
Acétate de K . . . . . . 1 %	O	O	assez nomb.	nombreux	assez	assez	assez	peu			
Acétate de Na. . . . . . 1 %	O	+ ?	assez nomb.	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	peu	rares		
Acétate de Ca. . . . . . 1 %	O	O	nombreux	très nomb.	nombreux	nombreux	nombreux	peu	rares	rares	rares
Oxamide . . . . 1 %	O	O	nombreux	nombreux	assez	assez	peu	peu	-	—	—

(1) + = présence. (2) O = absence.

Pyrénoïde, produits d'assimilation et dimensions des cellules de **Chlorella luteo-viridis.**

CULTURES EN MILIEU LIQUIDE, A L'OBSCURITÉ *(suite)*

SELS	Pyrénoïde	Glycogène	Graisses	3.15 à 4.2 μ	6.3 μ	8.4 μ	10.5 μ	12.6 μ	14.7 μ	16.8 μ	18.9 μ
Glycérine . . . . 5 %	0	0	nombreux	très nomb.	assez	assez	peu	rares			
Glycérophosphate de Ca . 1 %	0	0	nombreux	assez	nombreux	nombreux	peu	—	—		
Mannite . . . . 1 %	0	0	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	assez		—	
Alanine . . . . 1 %	0	0	assez nomb.	très nomb.	nombreux	nombreux	peu	rares	rares	—	—
Oxalate de Na . . . . . . 1 %	0	0	0	nombreux	assez	peu					
Oxalate neutre de K . . . 1 %	0	0	assez nomb.	nombreux	assez	peu	peu		rares		
Acide aspartique . . . . 1 %	0	0	assez nomb.	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	peu		—	
Citrate de fer vert . . . . 1 %	0	0	0	très nomb.	assez	assez	rares	rares	—	—	—
Nitrate d'urée . . . . . . 1 %	0	0	0	assez	assez	assez				—	—
Glucose d. . . . . 1 %	0	0	très nomb.	assez	nombreux	nombreux	nombreux	assez	assez	assez	
Maltose . . . . 1 %	0	0	nombreux	très nomb.	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	peu	
Raffinose . . . . 1 %	0	0	rares	très nomb.	nombreux	nombreux	nombreux	assez			—
Dextrine . . . . 1 %	0	0	assez nomb.	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	peu	—	—	—
Arabine . . . . 1 %	0	0	0	très nomb.	assez	assez	assez	peu	peu		—
Gomme mastic . . . . . 1 %	0	0	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	assez	assez	peu	peu	rares
Gomme arabique . . . . 1 %	0	0	asssez peu	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	peu	rares	—
Gomme adragante . . . . 1 %	0	0	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	assez	assez	peu	—
Antipyrine . . . . 1 %	0	0	nombreux	assez	assez	assez	peu	peu	—	—	—
Amygdaline . . . . 1 %	0	0	0	assez	assez	assez	peu	—			—
Saponine . . . . 1 %	0	0	assez	assez	nombreux	nombreux	assez	peu			
Albumine œuf . . . . . . 1 %	0	+	0	nombreux	assez	assez	peu	—			—
Caséine . . . . 1 %	0	+	peu	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	peu	—	—
Taurocholate de Na . . 0.3 %	0	0	assez nomb.	nombreux	assez	assez	peu	·		—	-
Benzènesulfonate de Ba . 1 %	0	?	0	assez nomb.	assez	assez	peu	rares	—	—	—
Témoin	0	0	assez	assez	assez	assez	peu	—		—	—
Peptone . . . . 2 %	0	?	+	nombreux	nombreux	nombreux	assez	assez	peu	—	—

Voir les indications jointes au tableau p. 182-183.

Pyrénoïde, produits d'assimilation et dimensions des cellules de **Chlorella luteo-viridis**.

CULTURE SUR GÉLOSE, A LA LUMIÈRE

SELS	Pyrénoïde	Glycogène	Graisses	3.15 à 4.2 μ	6.3 μ	8.4 μ	10.5 μ	12.6 μ	14.7 μ	16.8 μ	18.9 μ	21.0 μ	23.1 μ	25.2 μ
Diméthylamine (12 jours). . 5 %	0 ?	0		nomb.	nomb.	nomb.	assez		—		—			
Diméthylamine (5 mois) . . 5 %	+ ?	+	0	très nomb.	nomb.	nomb.	nomb.	rares			—			—
Éthylamine . . . . 5 %	0	+	0	nomb.	assez	assez	assez	peu	peu		—	—		—
Propylamine . . . . 5 %	+	+	0	très nomb.	nomb.	nomb.	assez	peu	—		—			
Formiate de Na (12 jours) . 1 %	+ ?	0	—	assez	assez	assez peu	rares						—	—
Formiate de Na . . . . . . 1 %	0	+	0	assez	assez	nomb.	assez	—	—		—	—	—	—
Acétate de K . . . . 1 %	+	+	0	très nomb.	nomb.	nomb.	nomb.	peu						
Acétate de Na (9 jours). . . 1 %	+	—	—	peu	assez	assez	peu					—		
Acétate de Na. . . . . . . 1 %	0	+	qlq.	très nomb.	très nomb.	nomb.	assez		—				—	
Acétate de Ca. . . . . . . 1 %	0	+	assez peu	nomb.	nomb.	nomb.	nomb.	assez	—					
Glycérine (14 jours) . . . . 5 %	+	0	—	nomb.	assez	assez	assez	rares	—				—	
Glycérine. . . . . 5 %	0	+	0	très nomb.	nomb.	nomb.	assez	peu	—				—	
Glycérophosph. de Na (17 jours) 1 %	+	0	—	assez	assez	assez	assez peu	—			—			
Glycérophosphate de Na . . 1 %	+	+	0	très nomb.	nomb.	nomb.	peu	rares		—	—			
Oxalate de Na. . . . . . . 1 %	+	+	0	très nomb.	nomb.	nomb.	assez	peu	peu		—			
Malate de Na . . . . 1 %	0	+	0	très nomb.	nomb.	nomb.	nomb.	peu			—			
Malate de Ca . . . . 1 %	0	+	0	très nomb.	assez	assez	nomb.	peu	rares					—
Asparagine . . . . 1 %	+	0	0	assez	nomb.	nomb.	assez							—
Tartrate de K (11 jours) . . 1 %	+	0		nomb.	assez	assez peu	rares							
Tartrate de K . . . . 1 %	+	+	0	très nomb.	très nomb.	assez	peu	rares	—					
Tartrate de Na . . . . . . 1 %	+	+	0	très nomb.	nomb.	nomb.	assez							
Tartrate de Ca. . . . . . 1 %	+	+	0	très nomb.	nomb.	nomb.	peu	rares						
Citrate de K. . . . . 1 %	0	+	0	nomb.	nomb.	nomb.	assez			—	—			
Citrate de Ca (17 jours). . . 1 %	+	+ ?	—	assez	assez	assez	assez							
Citrate de Ca . . . . 1 %	+	+	0	nomb.	nomb.	nomb.	peu	peu	peu			—		
Citrate de fer rouge (16 jours) . 1 %	+	0		assez	assez	assez	assez					—	—	
Citrate de fer rouge . . . . 1 %	0	0	assez peu	très nomb.	nomb.	nomb.	nomb.	peu	rares			—		
Lactate de K . . . . 1 %	+	0 ?	nomb.	nomb.	très nomb.	très nomb.								

Voir les indications jointes au tableau p. 182-183.

Pyrénoïde, produits d'assimilation et dimensions des cellules de **Chlorella luteo-viridis**.

CULTURE SUR GÉLOSE, A LA LUMIÈRE *(suite*

SELS	Pyrénoïde	Glycogène	Graisses	3.15 à 4.2 μ	6.3 μ	8.4 μ	10.5 μ	12.6 μ	14,7 μ	16.8 μ	18.9 μ	21.0 μ	23.1 μ	25.2 μ
Ferrocyanure de K (17 jours) . 1 %	O	O	—	assez	assez	assez	assez	peu	—	—				
Glucose (14 jours) . . . . . 1 %	+	+	—	assez	assez	nomb.	assez peu	rares	rares	rares	—			
Glucose. . . . . 1 %	+	+	assez nomb.	très nomb.	nomb.	nomb.	assez	assez	peu	—	—			
Saccharose (9 jours) . . . . 2 %	+	+	—	nomb.	assez	assez peu	très peu	—	—	—	—	—		
Saccharose . . . . 2 %	+	+	assez nomb.	nomb.	nomb.	nomb.	nomb.	assez	assez	peu	peu	—		
Lactose (16 jours) . . . . 1.5 %	+	O	—	nomb.	assez	assez	assez peu	rares						
Lactose. . . . . 1.5 %	O	+	O	très nomb.	nomb.	nomb.	assez nomb.	—	—	—	—	—		
Maltose (11 jours) . . . . . 1 %	+ ?	+	—	nomb.	assez	assez	nomb.	rares	—	—	—	—	—	—
Maltose. . . . . 1 %	+	+	rares	très nomb.	nomb.	nomb.	assez	assez	peu	peu	—	—	rares	—
Inuline . . . . 1 %	O	O	assez nomb.	très nomb.	nomb.	nomb.	assez	peu	rares	rares	—	—	—	-
Dextrine (9 jours) . . . . . 1 %	+	O	—	assez	peu	assez peu	rares	rares	—	—	—	très rares	—	—
Dextrine . . . . 1 %	+	+	O	très nomb.	nomb.	nomb.	assez	peu	rares	—	—	—	—	—
Gomme mastic. . . . . . . 1 %	O	+	nomb.	nomb.	nomb.	nomb.	assez	assez	assez	assez	peu	peu	rares	—
Gomme arabique . . . . . 1 %	O	+	O	très nomb.	assez	assez	nomb.	assez	assez	peu	rares	—	—	—
Gomme adragante. . . . . 1 %	O	+	assez nomb.	très nomb.	assez	assez	nomb.	assez	assez	assez peu	peu	rares	—	
Gomme adragante (5 mois) . 1 %	+	+	nomb.	très nomb.	nomb.	nomb.	assez	assez	peu	peu	—	rares	—	
Antipyrine . . . . 1 %	O	O	O	nomb.	assez	assez	nomb.	peu	peu	peu	rares	—	—	
Saponine (14 jours) . . . . 1 %	+	O	—	nomb.	assez	assez peu	peu	rares	—	—	—	—	—	
Saponine . . . . 1 %	+	+	O	nomb.	nomb.	nomb.	assez	rares	rares	—	—	—	—	
Gluten caséine (14 jours). . 1 %	+	O	—	nomb.	assez	assez	peu	rares	—	—	—	—	—	
Gluten caséine. . . . . . . 1 %	O	+	O	très nomb.	nomb.	assez	rares	rares	—	—	—	—	—	
Taurocholate de Na (17 jours) 0.3 %	+	O	—	nomb.	assez	assez	assez peu	rares	—	—	—	—	—	
Taurocholate de Na. . . .0.3 %	+	+	O	très nomb.	nomb.	assez	—	—	—	—	—	—	—	
Gélatine au bouillon (7 jours). 12 %	O ?	+	—	peu	assez	nomb.	assez	rares	—	—				
Gélatine au bouillon . . . 12 %	+	+	O	très nomb.	très nomb.	très nomb.	rares	rares	—	—	—	—	—	
Anthracène . . . . 1 %	O	+ ?	O	nomb.	nomb.	assez	nomb.	peu	—	—	—	—	—	
Morphine (16 jours). . . . 1 %	+	O	—	nomb.	assez	nomb.	peu							
Morphine . . . . 1 %	O	+	O	très nomb.	nomb.	nomb.	assez	peu			—			
Gélatine + liq. minéral. . 15 %	·		O	très nomb.	nomb.	nomb.	assez	assez						

CULTURES SUR GÉLOSE, A L'OBSCURITÉ

SELS	Pyrénoïde	Glycogène	Graisses	3.15 à 4.2 μ	6.3 μ	8.4 μ	10.5 μ	12.6 μ	14.7 μ	16.8 μ	18.9 μ	21.0 μ	[illegible]
Diméthylamine (12 jours) 5 °/o	+	0	—	assez	assez	assez	—				—	—	
Diméthylamine. . . . 5 °/o	0	+	0	nombreux	nombreux	nombreux	peu					—	
Éthylamine . . . . . 5 °/o	0	+	assez nomb.	assez	nombreux	assez	assez peu	peu	rares				
Propylamine. . . . . 5 °/o	0	+	peu	nombreux	nombreux	assez	peu	rares	—	—	—	—	
Acétate de K. . . . . 1 °/o	0	+	0	nombreux	assez	assez	assez peu	—	—	—	—	—	
Acétate de Na (9 jours) 1 °/o	0 ?	+	—	assez	peu	très peu	rares	—	—	—	—	—	
Acétate de Na . . . . 1 °/o	0	+	nombreux	nombreux	nombreux	assez	rares	—	—			—	
Acétate de Ca . . . . 1 °/o	0	+	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	rares	—	—	—	
Glycérine (14 jours). . 5 °/o	0 ?	0	—	nombreux	assez	assez	assez peu	—	—	—	—	—	—
Glycérine . . . . 5 °/o	0	+	0	très nomb.	très nomb.	très nomb.	peu	rares	—	—	—	—	
Oxalate de Na (liquéfiée) 1 °/o	+	0	0	assez	assez	assez	peu	—	—	—	—	—	
Oxalate neutre de K . 1 °/o	0	+	0	nombreux	assez	peu	—	—	—	—	—	—	
Malate de Na. . . . . 1 °/o	+	+	0	nombreux	nombreux	nombreux	rares	—	—	—	—	—	
Malate de Ca. . . . . 1 °/o	+	+	0	nombreux	nombreux	nombreux	assez	rares	—	—	—	—	
Tartrate de K (11 jours) 1 °/o	+ ?	0	—	nombreux	assez	assez	rares	—	—	—	rares	—	—
Tartrate de K . . . . 1 °/o	0	+	0	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	rares	—	—	—	—	—
Tartrate de Na. . . . 1 °/o	+	0	0	nombreux	assez	peu	rares	—	—	—	—	—	—
Tartrate de Ca . . . . 1 °/o	0	+	0	nombreux	nombreux	assez	assez	rares	—	—	—	—	—
Citrate de K . . . . . 1 °/o	+	+	0	très nomb.	nombreux	nombreux	rares	—	—	—	—	—	—
Citrate de Ca (17 jours) 1 °/o	0	0	—	nombreux	nombreux	assez	—	—	—	—	—	—	
Citrate de Ca. . . . . 1 °/o	0	+ ?	0	nombreux	assez	très peu	rares	—	—	—	—	—	—
Citrate de Fe rouge (16 j.) 1 °/o	0 ?	0	—	assez	assez	assez	peu	—	—	—	—	—	—
Citrate de Fe rouge. . 1 °/o	[illegible]	+	0	nombreux	nombreux	nombreux	assez	rares	très rares	—	—	—	-
Ferrocyanure de K (17 j.) 1 °/o	0	0	—	assez	assez	assez peu	assez	—	—	—	—	—	
Acide urique. . . . . 1 °/o	[illegible]	0 ?	0	nombreux	assez	assez	peu	rares	—	—	—	—	-

Voir les indications jointes au tableau p. 182-183.

Pyrénoïde, produits d'assimilation et dimensions des cellules de **Chorella luteo-viridis.**

CULTURES SUR GÉLOSE A L'OBSCURITÉ *suite*

Sels	Pyrénoïde	Glycogène	Graisse	3.15 à 4.2 μ	6.3 μ	8.4 μ	10.5 μ	12.6 μ	14.7 μ	16.8 μ	18.9 μ	21.0 μ	23.1 μ	25.2 μ
Glucose 14 jours) . . 1 °/o	+	+	—	assez	assez	nombreux	nombreux	peu	rares	—	—	—		-
Glucose . . . . 1 °/o	0	+	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	rares	-	—		—	-
Saccharose (9 jours). . 2 °/o	+	+	—	nombreux	assez	assez peu	très peu	—	—	-	—			
Saccharose. . . . . . 2 °/o	0	0	assez peu	nombreux	assez	assez	assez	rares	—	-	—	—		
Lactose (16 jours). . 1.5 °/o	0 ?	0	—	nombreux	assez	assez	peu	—	—	—	—	—	—	-
Lactose . . . . 1.5 °/o	0	0 ?	0	nombreux	assez	assez	rares	—	—	—	—	—		
Maltose (11 jours) . . 1 °/o	0	+	—	nombreux	assez	assez	nombreux	rares	—	—	—	—	—	
Maltose . . . . 1 °/o	0	+ ?	0	très nomb	nombreux	nombreux	nombreux	rares	—	—	—	—	—	-
Dextrine (9 jours). . . 1 °/o	0	0	—	nombreux	assez peu	assez	peu	—	rares	—	—	—	—	—
Dextrine. . . . . . . 1 °/o	+	+	0	nombreux	nombreux	nombreux	assez	rares	—	—	—	—	—	—
Gomme mastic . . . . 1 °/o	0	+ ?	nombreux	très nomb.	assez	assez	assez	assez	assez peu	assez peu	assez peu	peu	peu	rares
Gomme arabique. . . 1 °/o	0	0	très nomb.	nombreux	assez	nombreux	nombreux	assez peu	peu	rares	—	—	—	—
Gomme adragante . . 1 °/o	0	+ ?	assez	très nomb.	assez	assez	assez	peu	peu	peu	rares	—	—	
Antipyrine. . . . . . 1 °/o	0	0	assez	nombreux	nombreux	assez	nombreux	assez	rares	—	—	—	—	-
Saponine (14 jours) . . 1 °/o	0 ?	0	—	nombreux	assez	assez	peu	—	—	—	—	—	—	—
Saponine . . . . 1 °/o	0	+	0	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—	—	—	—	—
Gluten caséine (14 j.). 1 °/o	+	0	—	nombreux	assez	peu	rares	—	—	—	—	—	—	—
Gluten caséine. . . . 1 °/o	+	+	0	nombreux	nombreux	peu	rares	rares	—	—	—	—	—	—
Taurocholate de Na (17 jours) 0.3 °/o	0 ?	+ ?	—	très nomb.	assez	assez	assez peu	peu	—	—	—	—	—	—
Taurocholate de Na. 0.3 °/o	0	0	0	très nomb.	nombreux	nombreux	peu	rares	rares	—				
Gélatine au bouillon (7 jours). 12 °/o	0	+	—	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—	—	—	—	—
Gélatine . . . . . . 12 °/o	+	0	peu	nombreux	nombreux	assez	peu	rares	—	—	—	—	—	—
Toluènesulfonate de K 1 °/o	0	+	0	nombreux	nombreux	nombreux	—	—	—	—	—	—	—	—
Toluènesulfonate de Ba 1 °/o	+	0 ?	0	nombreux	nombreux	nombreux	peu	—	—	—	—	—	—	—
Benzènesulfonate de Ba 1 °/o	+	0 ?	0	nombreux	nombreux	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—	—	—
Anthracène . . . . . 1 °/o	0	+	peu	nombreux	assez	assez	assez	peu	rares	—	—	—	—	—
Morphine (4 jours) . . 1 °/o	+ ?	0	—	nombreux	assez	assez peu	rares	—	—	—	—	—	—	—
Morphine . . . . . . 1 °/o	0	+ ?	0	très nomb.	nombreux	nombreux	assez	—	—	—	—	—	—	—
Quinine . . . . 1 °/o	0	+	0	nombreux	nombreux	assez	peu	—	—	—	—	—	—	—

Voir les indications jointes au tableau p. 182-183.

Examen macro- et microscopique des cultures de CHLORELLA LUTEO-VIRIDIS Chodat et Bibliographie.

Cette partie de notre travail doit être considérée comme ayant, avant tout, un intérêt documentaire. Si l'on entrevoit, dès maintenant, les grandes lignes de la nutrition des Algues au moyen de matières organiques, il n'en est pas moins vrai qu'elle est peu connue dans ses détails. Quelques recherches que nous avons entreprises avec des Algues en cultures pures, nous ont convaincu qu'il y a là un champ d'investigation fécond et varié.

Nous avons donné, page 161, quelques indications concernant l'arrangement et la disposition des matériaux expérimentaux et bibliographiques que nous avons réunis. On voudra bien les consulter pour la compréhension de ce qui va suivre.

Alcool méthylique.

D'après Pfeffer [112] cet alcool est bien utilisé par le *Bac. methylicus*. Pour les Phanérogames, Mazé et Perrier [97] ont démontré que l'alcool méthylique active la végétation du Maïs à la lumière, ce qui permet de supposer qu'il est assimilé. D'après E. Laurent [78] cet alcool n'est pas nuisible pour la Levure de bière à la dose de 2 °/₀, il n'est pourtant pas assimilé. Prowazek [113] signale, d'après Löw, que l'alcool méthylique tue les Infusoires à la dose de 1 °/₀, il est moins nuisible que l'alcool éthylique qui produit le même effet pour une dose de 0,1 °/₀, D'après Bokorny [32] l'alcool méthylique est supporté par les Algues et permet la formation d'amidon. *Spirogyra* « désamidonné » placé dans 1/200 d'alcool méthylique forme de l'amidon. Des Palmellacées ont prospéré dans une solution minérale additionnée de 1/500 de cet alcool. L'alcool méthylique est aussi un aliment pour *Cladophora* à la dose de 0.1 °/₀ et à l'obscurité.

Alcool éthylique.

D'après Pfeffer [112] l'alcool éthylique est un mauvais aliment. Pour les Bactéries du sol, selon Bierema [24], ce corps n'est pas un bon aliment. Pour Nägeli (1) et pour Linosier et Roux (1) cet alcool peut être utilisé par divers Champignons. Mazé et Perrier [97] ont montré qu'il est très nuisible à la lumière pour les Phanérogames telles que le Maïs; sa nocivité dépend de la formation d'aldéhyde. Prowazek [113] indique, d'après Löw, que les Infusoires sont tués par 0.1 °/o d'alcool éthylique. Bokorny [32] signale l'alcool éthylique comme étant un poison faible pour les organismes inférieurs; les Algues supportent une dose de 2 °/o de cet alcool pendant 24 heures.

---

(1) Cité par Lafar [77].

Alcool propylique, etc.

D'après Prowazek [113] l'alcool propylique est longtemps supporté par les Infusoires. Pour Andreensen, cité par O. Richter [119] les alcools supérieurs sont nuisibles pour *Closterium* et utilisés par *Cosmarium.* Bokorny [32] indique que les alcools supérieurs ne sont pas alimentaires pour *Spirogyra* et *Cladophora* à la dose de 0.2 °/o; il n'observa pas de formation d'amidon chez ces Algues. L'alcool propylique est un poison faible pour les Algues : à la dose de 0.1 °/o il est supporté pendant plusieurs jours par *Vaucheria, Cladophora,* des Infusoires et des Radiolaires. Bokorny remarque que l'introduction d'un groupe hydroxyle dans les alcools paraît atténuer la toxicité et facilite leur assimilation par les Algues. E. Laurent [78] a constaté que les alcools butylique, propylique et allylique sont nuisibles pour la Levure de bière.

Ether éthylique.

Bierberg, cité par O. Richter [119], signale que l'éther à 0.5 °/o agit sur les mouvements protoplasmiques de *Chara fragilis* et *Nitella syncarpa;* l'éther empêche l'absorption de NO^3K. D'après Gerassimow [60] l'éther, agissant sur *Spirogyra* à une faible dose, a une action excitante sur toutes les fonctions, en particulier sur le noyau et probablement dans tous les cas par son intermédiaire.

Méthylsulfate de Potassium.

Nous n'avons observé que la culture de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide à la lumière après trois mois.

— Macroscopiquement, la culture est assez bien développée.

— Microscopiquement, on observe des cellules à plastide unique, verte, à bords bien nets, et à pyrénoïde bien marqué. Il y a parfois des cellules dont la plastide est fragmentée.

Par le Soudan III, il y a peu de cellules colorées en rouge; par l'iode (IKI) les plastides se colorent en brun plus ou moins clair, le pyrénoïde est bien mis en évidence. La production de matières grasses et de glycogène est donc presque nulle.

Ethylsulfate de Potassium (Fig. 3).

La culture de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide (1 °/o d'éthylsulfate de K) à la lumière se présente macroscopiquement après trois mois sous forme d'un dépôt vert pâle. Les cellules montrent une ou plusieurs plastides vertes, parfois à disposition rayonnante. Le pyrénoïde est bien marqué, la membrane est bien délimitée. On observe quelques formes cellulaires allongées, les formes sporangiales ne sont pas rares.

Peu de cellules présentent la réaction des graisses; de nombreuses cellules montrent leurs plastides colorées en brun foncé par l'iode; donc, glycogène.

La culture en milieu liquide à l'obscurité s'est à peine développée, elle a une teinte jaune-vert pâle. On observe au microscope de rares cellules à plastide verte; mais ordinairement, toutes les cellules sont presque incolores, leur contenu étant constitué par des granulations plus ou moins réfringentes. La membrane assez épaisse est quelquefois garnie extérieurement de petites bosselures. Contrairement à ce que nous avons observé pour la culture à la lumière, il n'y a pas de glycogène produit; il y a production de matières grasses, indice de désorganisation du contenu cellulaire.

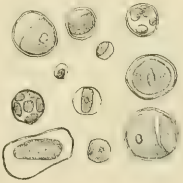


Fig. 3.
Chlorella luteo-viridis Chodat.
Culture en milieu liquide, additionné d'éthylsulfate de potassium (1 °/o).
Culture maintenue à la lumière, après 3 mois.

Propylsulfate de Potassium.

En milieu liquide à la lumière à la dose de 1 °/o après trois mois, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est verte, formant un dépôt assez faible. Les cellules, dont les dimensions sont remarquablement petites, ont un chromatophore unique, vert, à contours nets et à pyrénoïde. Il y a peu de cellules de forme allongée. La production de glycogène est faible, les cellules se colorent peu par l'iode, seul le pyrénoïde est bien mis en évidence. Il n'y a pas de production de matières grasses ainsi que le prouve l'action du Soudan III.

Dans la culture en milieu liquide maintenue à l'obscurité, le développement est presque nul. Les cellules sont quasi toutes incolores, de très petite dimension, sans pyrénoïde; elles ne renferment ni glycogène ni graisses.

Isobutylsulfate de Potassium.

Dans la culture en milieu liquide à la lumière (1 °/o d'isobutylsulfate de K) après trois mois, le développement est assez faible. Les cellules ont une plastide d'un vert pâle, parfois sinueuse sur les bords, elles possèdent un pyrénoïde. Quelques cellules se colorent en rose par le Soudan III, la réaction est donc peu nette pour les graisses; il en est de même pour le glycogène, l'iode colore les cellules en brun plus ou moins foncé.

La culture en milieu liquide à l'obscurité est très faible. Microscopiquement, les cellules montrent un chromatophore peu net, verdâtre, sans pyrénoïde. Le contenu cellulaire est souvent granuleux, la membrane très épaisse peut mesurer 2 μ dans sa plus grande épaisseur. L'iode ne produit aucune réaction; par contre de nombreuses cellules se colorent en rouge par le Soudan III. Dans ce cas, comme dans les précédents, on voit combien le développement à l'obscurité se fait mal; nous retrouverons partout ce fait.

Méthylamine.

Ce corps est peu assimilable d'après Pfeffer [112], même pour les Champignons, il est considéré comme mauvais aliment (Nägeli) (1). Lutz (2) constate qu'il est assimilé par *Cucurbita maxima* et Molliard (2) n'a obtenu aucune assimilation pour le Radis. D'après le même auteur [100], la méthylamine exerce une action inhibitrice sur les végétaux. Lutz [94] est d'un avis opposé et considère la méthylamine comme une bonne source d'azote.

Diméthylamine (Fig. 4 A).

La gélose à la diméthylamine (5 $^0/_0$) après douze jours de culture à la lumière montre une culture verte étalée, assez abondante et sèche. Les cellules de *Chlorella luteo-viridis* ont des chromatophores d'un beau vert, nettement délimités, parfois rayonnants, à pyrénoïde; la membrane est bien marquée, les cellules ont une tendance à devenir ovoïdes, allongées. On n'observe aucune réaction par l'iode.

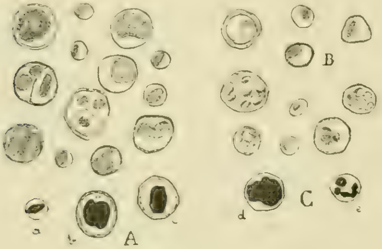


Fig. 4. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.

A. Culture sur gélose additionnée de 5 $^0/_0$ de diméthylamine, lumière après 3 mois.

B. Culture en milieu liquide additionné de 1 $^0/_0$ de triéthylamine, obscurité après 3 mois.

C. Culture en milieu liquide additionné de 5 $^0/_0$ de propylamine, obscurité après 3 mois.

a, b, c, d, e. Cellules colorées par l'iode.

La même culture après trois mois a un aspect très différent. Macroscopiquement, elle n'a guère varié. Au microscope, on voit des cellules à plastide unique (rarement deux dans une même cellule) d'un beau vert uniforme; la plastide a une tendance à s'arrondir, elle est souvent sans pyrénoïde, quand il existe il est petit et peu visible. La membrane est bien marquée, on observe de très rares formes sporangiales. Il n'y a pas de matières grasses; par contre l'iode donne pour les cellules à plastide une réaction brun acajou, les plastides sont donc bourrées de glycogène (fig. 4 A, a, b, c).

Les deux observations précédentes et d'autres que l'on trouvera relatées plus loin sont instructives. Alors que les dimensions des cellules n'ont guère varié, nous enregistrons des modifications, non seulement dans l'aspect du contenu cellulaire, mais aussi dans les produits formés. Ils varient avec l'âge des cellules. Ainsi le glycogène n'apparaît que tardivement dans cette culture; corrélativement avec son apparition, nous voyons le pyrénoïde d'abord net, s'atténuer et même n'être plus visible malgré un examen des plus minutieux et répété. Les chromatophores, bourrés de glycogène, ont une tendance à former des masses arrondies, à angles atténués; ils présentent un aspect homogène, légèrement réfringent, caractéristique, aspect que n'ont pas les plastides jeunes.

---

(1) Cité par Lafar [77].

(2) Cité par Hutchinson et Miller [69].

La gélose à la diméthylamine, maintenue à l'obscurité, présente, après douze jours, une culture faible, sèche, jaune verdâtre. Les cellules de petite dimension ont les plastides d'un vert plus pâle que dans la même culture à la lumière, leurs contours sont moins nets. La membrane est bien marquée, le protoplasme est granuleux, vacuolisé. Il y a de nombreuses cellules sporangiales. Les cellules ont, tout comme dans la culture à la lumière, une tendance à devenir ovoïdes. L'iode ne donne aucune réaction.

La même culture, après trois mois, est restée faible, mais elle est verte. Le chromatophore est fragmenté et sans netteté, spongieux; il n'y a pas de pyrénoïde, quelques cellules renferment des granulations plus ou moins réfringentes. Le Soudan III ne donne aucune réaction; l'iode colore de nombreuses cellules en brun foncé, et les parties qui se colorent correspondent aux cellules présentant des granulations réfringentes. Il y a donc formation de glycogène à l'obscurité.

Nous n'avons pas trouvé dans la littérature d'essais faits avec la diméthylamine pour la nutrition des Algues. Molliard et Lutz (1) ont fait des expériences avec des Phanérogames. Molliard observa une bonne assimilation par *Cucurbita maxima*, tandis que Lutz n'a obtenu que des résultats négatifs pour le Radis. Nos expériences montrent que, bien que nous ayons utilisé la diméthylamine à une très forte dose (5 °/₀), il y a eu assimilation et production de matières de réserve aux dépens de cette source de carbone et d'azote.

Triméthylamine.

La triméthylamine paraît peu favorable pour les végétaux supérieurs; ainsi, Lutz (1) constate qu'elle est faiblement assimilée par le Maïs; mal utilisée par *Ipomœa, Helianthus* et *Cucumis*. Molliard (1) n'a pas eu de résultats pour le Radis. L'assimilation reste douteuse pour *Pisum sativum*, d'après Hutchinson et Miller [69]. Pour ce qui est des Algues, Lutz [89] signale qu'à la dose de 0.477 p. m. il y a croissance de *Protococcus viridis* et d'une Cyanophycée et une croissance très active de *Mesocarpus pleurocarpus*. Lutz, dans ce même travail, signale que d'après Bokorny [28], *Spirogyra* se développe dans un liquide nutritif renfermant du sulfate de triméthylamine (0, 1 °/₀).

---

(1) Cités par Hutchinson et Miller [69].

Tétraéthylammonium, Tétraméthylammonium.

D'après Lutz [89], 0.547 p. m. de tétraméthylammonium et 0.890 p. m. de tétraéthylammonium tuent *Protococcus viridis* et *Mesocarpus pleurocarpus* : ces corps permettent une faible croissance de la Cyanophycée étudiée par cet auteur. Ces bases, d'après Lutz (1), ne sont pas assimilées par *Zea Mays*. Bokorny [33] considère que pour les Phanérogames, le *tétraéthylammonium* est favorable à 0.05 %; sont meilleures les doses de 0.025, 0.01 et 0.005 %. D'après le même auteur, l'hydroxyde de tétraéthylammonium à 0.1 % n'est pas nuisible aux plantules de Phanérogames.

Ethylamine (Pl. I, fig. 16; Pl. II, fig. 10).

La culture de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide, à la lumière, n'a pas été examinée microscopiquement. La culture en milieu liquide à l'obscurité est minime, d'un vert pâle. Les cellules ont des chromatophores fragmentés, d'un vert pâle, il n'y a pas de pyrénoïde ; le contenu cellulaire est granuleux, à cristaux réfringents, à gouttelettes de matières grasses. Les Algues de forme parfois ovoïde montrent le cytoplasme rétracté en boule au milieu de la cellule, la membrane est bien marquée. Par l'iode, on obtient une réaction peu nette, certaines granulations se colorant en brun plus ou moins foncé; au contraire, on compte d'assez nombreuses cellules renfermant des matières grasses, colorées en rouge par le Soudan III.

La gélose à l'éthylamine conservée à la lumière présente après trois mois un développement très faible, vert. Microscopiquement, les cellules ont une teinte vert pâle; les contours des plastides (fragmentées, sans pyrénoïde) sont peu définis. La membrane est mince. Les cellules renferment parfois de grosses masses réfringentes, arrondies. Il n'y a pas de graisses formées. Par l'iode, on remarque de nombreuses cellules renfermant une ou plusieurs granulations se colorant en brun, la réaction du glycogène est donc nette.

Dans la culture sur gélose à l'obscurité le développement est minime, au bout du même temps elle est de couleur vert pâle. Les cellules ont un contenu granuleux, de teinte vert pâle, le chromatophore est fragmenté, sans netteté, sans pyrénoïde. Les granules cellulaires sont plus ou moins gros, se colorant en brun acajou par l'iode; du glycogène est donc formé à l'obscurité. De plus, un assez grand nombre de cellules renferment des matières grasses non décélées dans la culture à la lumière.

Dans toutes nos cultures, malgré la forte dose d'éthylamine (5 %), nous avons observé un développement des cultures, faible il est vrai. Il y a formation de glycogène tant à la lumière qu'à l'obscurité. Les matières grasses apparaissent surtout dans les cultures maintenues à l'obscurité.

Pfeffer [112] donne l'éthylamine comme assimilable. Bokorny [33] constate que pour les Phanérogames une dose de 0,1 % n'empêche pas la germination des graines, mais est peu favorable au développement de diverses plantules. Des doses de 0.05 à 0.005 °/₀ favorisent la croissance de l'Orge, du Cresson et de l'Avoine. Molliard (1) n'a obtenu que des résultats négatifs pour le Radis avec l'éthylamine. L'action de l'éthylamine sur les Algues a été étudiée par Bokorny (2). *Spirogyra* peut assimiler ce corps. Dans un travail plus récent, le même auteur [33] signale que l'éthylamine à 0.1 °/₀ a une action lente peu favorable; sous son action la cellule de *Spirogyra maxima* présente des phénomènes d'agrégation, étudiés et décrits par Bokorny.

---

(1) Cité par Hutchinson et Miller [69].

Diéthylamine.

A la dose de 0.1 °/₀, d'après Bokorny [33], la diéthylamine n'a pas d'action nocive sur les graines de diverses Phanérogames; les doses moindres peuvent même favoriser la croissance. Lutz [89] a montré que cette substance à la dose de 0.547 °/₀₀ est utilisée par diverses Algues : *Protococcus viridis, Mesocarpus pleurocarpus.* La Cyanophycée étudiée par cet auteur, assimile peu la diéthylamine.

Triéthylamine (Fig. 4 B).

Nous n'avons fait d'observations pour ce corps qu'en milieu liquide à l'obscurité. Après trois mois, il n'y a que des traces de développement de *Chlorella luteo-viridis*, la culture est d'un vert pâle. Les cellules présentent un chromatophore verdâtre, peu net, sans pyrénoïde, la membrane est parfois épaisse (1 μ). On n'obtient pas de réaction avec le Soudan III; par l'iode le contenu cellulaire prend une teinte foncée, il y a donc production de glycogène. Ajoutons que les dimensions des cellules sont réduites et ne dépassent guère 8 μ en diamètre. L'assimilation est faible à l'obscurité.

Propylamine (Fig. 4 C; pl. II, fig. 2, 4).

A la dose de 5 °/₀, en milieu liquide et à la lumière, on constate pour *Chlorella luteo-viridis* une culture d'un faible développement, de couleur vert foncé, après trois mois. Microscopiquement, on constate des cellules de dimensions inférieures à 10 μ en diamètre, à chromatophore unique, en plaque, bien délimité, vert, à pyrénoïde. Parfois on constate des cellules à plastide fragmentée. On compte d'assez nombreuses cellules à contenu incolore formé de granules réfringents plus ou moins gros. Les réactions chimiques montrent qu'il y a des cellules en assez grand nombre se colorant en rouge par le Soudan III. L'iode colore les cellules vertes en brun pâle; le pyrénoïde est alors bien mis en évidence; dans les autres cellules, le contenu se colore en brun acajou. Il y a formation de glycogène.

La même culture, maintenue à l'obscurité, a une teinte vert pâle, elle est peu développée. Les chromatophores (fragmentés) sont d'un vert pâle, sans netteté, sans pyrénoïde. Le contenu cellulaire est souvent granuleux et renferme des corpuscules plus ou moins réfringents se colorant en brun par l'iode (fig. 4 C, *d*, *e*), les cellules présentant des matières grasses sont assez fréquentes.

---

(1) Cité par Hutchinson et Miller [69].

(2) Cité par Oltmanns [102].

Les cultures sur gélose à la lumière ont un développement faible, les colonies sont vertes et étalées. Microscopiquement, on observe dans la majorité des cellules un chromatophore vert foncé, à bords nets, sans pyrénoïde, parfois réfringent. Les petites cellules possèdent un pyrénoïde. Aucune substance grasse n'est formée; par contre, toutes les cellules se colorent par l'iode en brun ou en brun acajou. La réaction du glycogène est donc très nette.

Sur gélose, à l'obscurité, la culture est très faible, d'un vert pâle. Les cellules ont des chromatophores fragmentés, vert pâle, diffus, il n'y a pas de pyrénoïde. Le contenu cellulaire forme une masse au centre de la cellule et présente parfois de gros corps cristalloïdes réfringents. La membrane est toujours assez épaisse. Toutes les cellules se colorent en brun acajou par l'iode, la réaction des graisses est positive dans un petit nombre de cellules.

Nous avons constaté la production de glycogène dans toutes nos cultures; les cultures à l'obscurité favorisent la production de matières grasses.

Divers auteurs ont essayé l'action de la propylamine sur les végétaux. Pfeffer [112] la signale comme pouvant servir d'aliment azoté pour les Algues, elle serait plus ou moins bonne pour les Phanérogames, opinion confirmée par Lutz [94] (1). Il constate une bonne assimilation pour *Cucumis prophetarum ;* mauvaise pour *Ipomæa purpurea*. Molliard (1) donne la propylamine comme n'ayant pas d'action sur le Radis et les Phanérogames [100]. Ce corps est cité comme assez bon aliment pour les Champignons par Nägeli (2), il en est de même pour diverses Algues étudiées par Lutz [89]; on obtient une certaine croissance de *Protococcus viridis* et d'une *Cyanophycée*, et, un très fort développement de *Mesocarpus pleurocarpus*.

Butylamine.

D'après Lutz (1) est bien assimilé par *Cucumis prophetarum* et mal par *Ipomæa purpurea*.

Isobutylamine.

Protococcus viridis, *Mesocarpus pleurocarpus* et une Cyanophycée assimilent ce corps à la dose de 0.547 gr. °/₀₀ d'après Lutz [89].

Amylamine.

La culture de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide à 1 °/₀ à la lumière n'a pas poussé.

Pourtant Lutz [89] donne ce corps comme assimilé par diverses

---

(1) Cité par Hutchinson et Miller [69].

(2) Cité par Lafar [77].

Algues, telles que *Protococcus viridis*, *Mesocarpus pleurocarpus* et une Cyanophycée. D'autre part (1) il signale que ce corps est bien assimilé par *Cucurbita maxima*, mal par *Cnicus benedictus*.

Allylamine.

Ce corps est peu assimilé tant par les Phanérogames, *Cucumis prophetarum* (1) que par les Algues étudiées par Lutz [89]; dans ce dernier cas, il était employé à la dose de 0.521 gr. °/₀₀. Lutz trouva une faible assimilation pour une Cyanophycée et une très faible pour *Protococcus viridis* et *Mesocarpus pleurocarpus*. D'après Lutz (1) l'allylamine est mal assimilée ou défavorable pour *Helianthus annuus*, *Cucurbita*, *Zea*, *maïs*, *Cnicus*.

Hydroxylamine.

Cette amine n'est pas un bon aliment, elle est même faiblement toxique, d'après les constatations de Lutz [90, 94]. Ce savant a constaté que *Protococcus viridis*, *Œdogonium* sp., *Oscillaria* sp., *Achnanthes minutissima* Kütz meurent au bout de quelques jours dans le liquide de Molish alcalinisé par CO^3Ca et additionné de 0.347 °/₀₀ d'hydroxylamine. Cette substance est inassimilable par les Phanérogames et les Champignons (*Penicillium*, *Aspergillus*). On trouvera dans Hutchinson et Miller [69] la littérature concernant l'action nuisible de l'hydroxylamine sur les Phanérogames; d'après des expériences de ces deux auteurs, *Pisum sativum* n'assimile pas le chlorhydrate d'hydroxylamine.

Formaldéhyde.

Ce corps, on le sait, est considéré comme un des corps intermédiaires résultant de l'assimilation de CO^2. Vu son importance théorique, beaucoup d'auteurs ont étudié sa valeur nutritive; nous ne citerons que les expériences faites avec des Algues. O. Richter, dans son travail « Die Ernährung der Algen » [119], signale l'importance des travaux de Loew et de Bokorny, et notamment, que ce dernier auteur [25] trouve que *Spirogyra majuscula* Kützing formait de l'amidon en présence de formaldéhyde. Treboux n'observe pas d'assimilation à l'obscurité pour des cultures pures d'Algues. D'après Bouilhac (cité par O. Richter) *Nostoc* et *Anabaena* assimilent la formaldéhyde. Bokorny [30] montre que les Algues forment de l'amidon en utilisant la formaldéhyde; il fit des observations analogues pour les plantes vertes [26]. Oltmanns fait remarquer [102] que certains corps, entre autres la formaldéhyde, ne sont utilisés qu'à la lumière.

---

(1) Cité par Hutchinson et Miller [69].

Méthylal.

Cette substance serait utilisée, d'après Brunnthaler [39], par *Gloeothece rupestris* à la lumière et à l'obscurité. Treboux, cité par Richter [119], n'obtint pas de cultures à l'obscurité avec le méthylal. D'après Bokorny [29] *Spirogyra* forme de l'amidon aux dépens de ce corps. Comme ce corps se décompose en alcool méthylique assimilable et en formaldéhyde, Bokorny [25], pour prouver que ce dernier corps est utilisable, expérimenta l'oxyméthylsulfonate de Na; il montra ainsi que *Spirogyra majuscula* Ktz. forme de l'amidon aux dépens de la formaldéhyde.

Acétone.

L'acétone, d'après Bierema [24], est un mauvais aliment pour les Bactéries, elle empêche l'assimilation de divers corps carbonés favorables. D'après Bialosuknia [22] l'action défavorable de la leucine sur l'Algue *Diplosphaera Chodati* Bial. serait due à la formation d'acétone, produit de décomposition de la leucine.

Formiate de Sodium (Fig. 5).

En milieu liquide à la dose de 2 °/₀ et à la lumière, *Chlorella luteo-viridis* présente, après quinze jours, peu de cellules de petite dimension; les cellules ayant 8 et 11 μ de diamètre dominent, elles ont des plastides nombreuses souvent rayonnantes. Certaines cellules sont déformées et allongées. Le pyrénoïde est net.

La même culture après un mois et demi présente à la surface du liquide une mince pellicule verte. Les cellules sont tantôt vertes, tantôt incolores. La membrane est toujours très marquée et parfois irrégulièrement épaissie. Les plastides sont nombreuses dans une même cellule; fréquemment alors, on en trouve un grand nombre de petites et une seule plus grande. Le pyrénoïde est peu net. L'iode donne une légère teinte jaune aux cellules incolores.

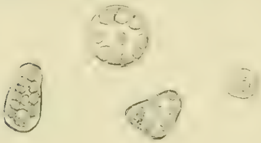


Fig. 5.
Chlorella luteo-viridis Chodat.
Culture en milieu liquide additionné de formiate de sodium (2 °/₀).
Culture maintenue à la lumière après 15 jours.

Le développement de l'Algue dans ce milieu ne se fait pas bien, car après trois mois toute trace de culture a disparu. On doit donc en conclure que le formiate de sodium agit défavorablement à la dose de 2 °/₀.

La gélose calcique additionnée de 1 °/₀ de formiate, maintenue à la lumière montre après onze jours une culture verte, assez faible. Les cellules ont plusieurs plastides, d'un beau vert, bien délimitées, souvent rayonnantes. La membrane est très bien développée. Les cellules ont une tendance à s'allonger, à devenir ovoïdes. Le pyrénoïde est net, l'iode ne donne aucune réaction.

Après trois mois la même culture s'est faiblement développée, elle est verte. Les cellules n'ont plus qu'un seul chromatophore, bien net, légèrement réfringent, sans pyrénoïde. La membrane est bien marquée. On n'obtient aucune réaction avec le Soudan III ; les chromatophores se colorent en brun par l'iode, les petites cellules ne présentent pas cette réaction.

Les formiates, corps très simples, sont peu utilisés par les végétaux (Pfeffer [112]). La plupart des expériences faites avec ces corps concernent les Bactéries et les Champignons, Jensen (1) constate que les Bactéries dénitrifiantes n'aiment pas l'acide formique. Les Moisissures se comportent de façons différentes vis-à-vis des formiates ; c'est ainsi que d'après Bruhne (1) l'acide formique est un bon aliment pour *Hormodendron hordei*. D'autre part, Wehmer (1) n'a pas obtenu de bons résultats avec les formiates pour *Penicillium* et pour *Aspergillus niger*, chose que conteste Diakonow. W. Omelianski [103] a préconisé les milieux au formiate de Na à 0.5 °/₀ comme procédé de diagnostic ; certains Microbes font fermenter ce corps avec production d'acide carbonique, ainsi le Colibacille, divers Paratyphiques. D'autres Microbes n'ont pas d'action sur le formiate, par exemple, le *Bac. typhi abdominalis*, *Bact. dysenteriae*, *Bac. faecalis alcaligenes*. Hartwig, Franzen et Greve [66, 67] ont montré que l'acide formique est fermenté par l'action de *Bac. plymouthensis*, *Bac. prodigiosus*, *Bac. kiliense*, *Bac. miniaceus*, ils précisent les conditions de l'action de ces microorganismes. Franzen [57] a étudié l'action du *Bacillus kiliense*. Enfin, Bierema [24] constate que les Microbes du sol se développent très faiblement en présence de formiate d'ammonium. Même combiné avec divers corps organiques, son action n'est pas favorable.

Je n'ai pu trouver de documents relatifs à l'utilisation des formiates par les Algues. D'après Prowazek [113], qui rapporte des expériences de Barrat, *Paramoecium* est tué au bout de deux minutes par 0.0002 N. d'acide formique ; à la dose de 0.0001 N., en quinze minutes, et par 0.00005 N., en cinq heures.

En résumé, ce corps est très peu favorable, il peut pourtant, malgré sa structure très simple, servir d'aliment et provoquer la formation de réserves hydrocarbonnées (glycogène).

Acétate de Potassium (Fig. 6 ; pl. I, fig. 5, 12 ; pl. II, fig. 14, 18).

A la dose de 2 °/₀, en liquide calcique, à la lumière, la culture de *Chlorella luteoviridis* est assez forte après quinze jours. Les cellules renferment une ou plusieurs plastides d'une belle teinte verte. Quand il y a un seul chromatophore, il y a toujours un pyrénoïde. Après un mois et demi la même culture montre une mince pellicule verte à la surface du liquide. Toutes les cellules sont vertes, à un ou plusieurs chromatophores, le pyrénoïde est net et bien développé. Les cellules sont souvent vacuolisées, à plastides collées contre la paroi. La membrane est nette et présente parfois de fines granulations externes. Par l'iode on n'observe pas de coloration spéciale; seul, le pyrénoïde est bien mis en évidence. Après trois mois, on observe un dépôt vert abondant. Les cellules (fig. 6 B) n'ont en général qu'un chromatophore vert, bien délimité, de grande dimension, présentant toujours un pyrénoïde. La membrane, toujours bien marquée, est dans certains cas (cellules incolores) très épaisse (1 μ), stratifiée. Quelques petites cellules ont une membrane caractérisée par des épaississements partiels irréguliers, apparaissant en coupe, comme une suite de petites perles. Par le Soudan III les cellules incolores prennent une teinte rosée. Par l'action de l'iode, on remarque de nombreuses cellules se colorant en brun plus ou moins foncé, il y a donc formation de glycogène.

---

(1) Cité par Lafar [77].

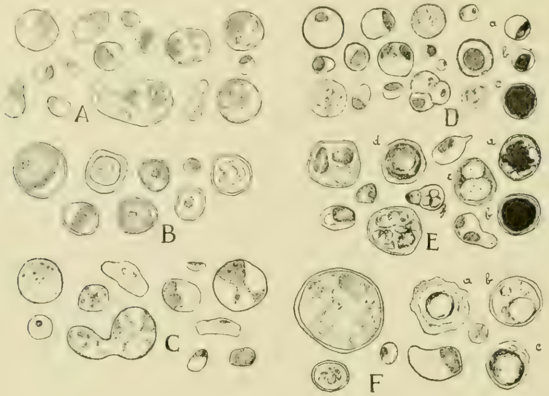


Fig. 6. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.

A. Culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ d'acétate de K, maintenue à la lumière, après 3 mois.

B. Culture en milieu liquide additionné de 2 °/₀ d'acétate de K, maintenue à la lumière, après 3 mois.

C. Culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ d'acétate de K, maintenue à l'obscurité, après 3 mois.

D. Culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ d'acétate de Na, maintenue à la lumière, après 3 mois. — *a*, *b*, *c*, cellules colorées par l'iode.

E. Culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ d'acétate de Ca, maintenue à l'obscurité, après 3 mois. — *a*, *b*, cellules colorées par l'iode.

F. Culture en milieu liquide additionné de 1 °/₀ d'acétate de Ca, maintenue à l'obscurité, après 3 mois.

La culture en milieu liquide renfermant 2 °/₀ d'acétate de potassium ne donne après trois mois qu'une culture très faible.

La culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ d'acétate de potassium, à la lumière, après trois mois, est forte, de couleur vert foncé; sa surface est verruqueuse. Microscopiquement (fig. 6 A) on constate qu'il y a peu de cellules à plastide unique, bien verte; la plupart des cellules ont des plastides peu nettes (unique ou fragmentée) de couleur vert pâle, le bord des plastides est frangé. Un pyrénoïde est présent dans beaucoup de cellules. Enfin, on constate de nombreuses cellules de forme anormale : cylindrique, allongée, piriforme. On n'obtient pas de réaction avec le Soudan III; par l'iode de très rares petites cellules montrent une coloration brun acajou de la plastide, les autres cellules se colorent en jaune-brun. La production de glycogène n'est donc pas générale dans cette culture.

La gélose à l'acétate de potassium à 1 °/₀, après trois mois à l'obscurité (fig. 6 C), fournit une culture assez forte, verdâtre. La culture, tout comme celle qui est maintenue à la lumière est incrustée d'une matière formée principalement de carbonates; l'addition d'un acide faible, tel que l'acide tartrique, détermine un abondant dégagement d'acide carbonique. Ce phénomène très remarquable s'est produit dans toutes nos cultures sur gélose additionnée d'acétates divers. C'est là un fait que nous n'avons trouvé relaté nulle part et qui mérite l'attention. Microscopiquement, les cellules ont des chromatophores diffus, vert pâle, fragmentés, sans pyrénoïde. Les cellules présentent des vacuoles et rarement des granulations réfringentes. Fréquemment on observe des formes anormales allongées, tortueuses. Il n'y a pas de matières grasses formées; peu de cellules se colorent en brun acajou par l'iode. Il y a donc formation faible de glycogène.

Acétate de Sodium (Pl. I, fig. 11).

La culture de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide à la dose de 1 °/₀ est assez abondante à l'obscurité, après trois mois elle est d'un vert pâle. L'addition d'acide tartrique provoque un dégagement abondant de CO^2; il se forme donc ici également des carbonates aux dépens de l'acétate. Les cellules ont des chromatophores vert pâle, peu nets, sans pyrénoïde. Il y a de nombreuses cellules, les unes à contenu granuleux, les autres possédant des corpuscules réfringents constitués par des matières grasses. La membrane est bien marquée, assez épaisse. Le Soudan III révèle que des cellules assez nombreuses se colorent en rouge, donnant donc une réaction nette des graisses. On obtient, dans quelques cellules, une coloration brune diffuse par l'action de l'iode.

La culture sur gélose à 1 °/₀ conservée à la lumière est assez abondante après neuf jours, elle est d'un brun-vert sale, sèche et plissée. L'aspect est caractéristique. Les cellules ont un chromatophore, bien vert, à contours peu nets; elles renferment des vacuoles et des granulations peu nombreuses, il y a un pyrénoïde. La membrane bien marquée paraît finement striée à sa surface. Par l'iode il se produit une coloration brune qui donne un aspect noirâtre au centre du chromatophore, cette réaction ne se produit pas dans les petites cellules.

La même culture abondante après trois mois est d'un vert foncé; sa surface est tuberculeuse et constituée par une croûte formée de carbonates. Les cellules (fig. 6, D) ont une plastide peu nette, unique, sans trace de pyrénoïde. Les réactions chimiques montrent qu'il n'y a que peu de substances grasses formées, quelques cellules seulement se colorant en rose par le Soudan III. L'iode colore de rares cellules entièrement en brun foncé (fig. 6, D, *c*), dans d'autres cellules il y a un gros grain (la plastide) se colorant en brun (fig. 6, D, *a*, *b*).

La culture sur gélose à 1 °/₀ conservée à l'obscurité, montre, après neuf jours, une colonie d'un jaune-vert sale, plissée, sèche, plus abondante qu'à la lumière. Les plastides sont d'un vert pâle, peu nettes; il y a peu de granulations et de vacuoles. Le pyrénoïde est indistinct. Par l'iode on observe autant de cellules colorées en brun qu'à la lumière.

La même culture après trois mois est bien développée, d'une couleur vert pâle.

Les cellules ont des chromatophores sans netteté, unique, sans pyrénoïde, elles sont parfois bourrées de granulations réfringentes, la membrane est bien marquée. Il s'est formé dans la culture des sphérocristaux de carbonate, qui constituent la croûte caractéristique. Par l'iode on constate que de nombreuses cellules se colorent en brun plus ou moins foncé, la réaction est donc moins nette qu'à la lumière. De nombreuses cellules se colorent en rouge par le Soudan III.

Acétate de Calcium (Pl. I, fig. 4, 10).

La culture de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide, à la dose de 1 °/₀ et à l'obscurité après trois mois, présente un développement assez fort, le dépôt a une teinte vert jaunâtre. Sur les parois du tube il y a une forte incrustation de carbonates, ainsi que le montre l'action des acides. Les cellules (fig. 6, F) ont un chromatophore vert pâle, diffus, sans pyrénoïde; leur contenu est parfois granuleux. Il y a assez bien de cellules renfermant des globules d'huile; la membrane est parfois épaissie et semble présenter des incrustations. On n'obtient aucune réaction avec l'iode, par contre de nombreuses cellules se colorent en rouge par le Soudan III, les cellules *a*, *b*, *c* (fig. 6, F) renferment des globules d'huile.

La gélose à 1 °/₀ d'acétate de calcium, à la lumière, après trois mois, donne une culture formant une croûte épaisse, d'un brun verdâtre, enfoncée dans la gélose. Cette croûte est formée de carbonate de calcium se présentant en masses arrondies ayant la forme d'haltères. Microscopiquement, les cellules ont une plastide diffuse, sans netteté, vert pâle, unique ou fragmentée. Il n'y a pas de pyrénoïde. Beaucoup de cellules ont un contenu granuleux formé par de gros cristaux réfringents. Il y a des cellules de forme aberrante : allongées, étirées, ovales ou piriformes. Le Soudan III ne donne pas de réaction nette. Par contre, l'iode met en évidence de nombreuses cellules bourrées de granulations se colorant en brun-noir, cette culture s'est révélée comme particulièrement bonne pour démontrer la présence de glycogène.

La gélose à 1 °/₀ d'acétate de chaux, conservée à l'obscurité pendant trois mois, fournit une culture forte, brun-vert, en croûte (CO^3Ca). Les cellules (fig. 6, E) ont un chromatophore fragmenté, sans netteté, sans pyrénoïde. Elles renferment soit des vacuoles (*c*), soit de l'huile (*d*), soit des fragments cristallins (*f*) (colorés en brun par l'iode). La membrane est assez épaisse. Les formes cellulaires aberrantes sont fréquentes. Par le Soudan III de nombreuses cellules sont teintées en rose; l'iode colore chez d'assez nombreuses cellules les granulations en brun foncé (fig. 6, E, *a*, *b*).

Acétate de Plomb. Acide acétique.

Ces deux substances à la dose de 1 °/₀ n'ont pas permis de culture. Elles sont nuisibles et toxiques pour *Chlorella luteo-viridis*.

De nombreux auteurs ont étudié l'action des acétates sur les végétaux et les Algues.

Parmi les Bactéries, Bierema [24] constate que pour les Microorganismes du sol, l'acétate d'ammonium est mieux utilisé que le formiate ammonique. Seul, l'acétate ne permet qu'un développement faible; mais, associé avec certaines substances hydrocarbonées, il se montre un bon aliment. D'après le même auteur, l'acétate de Ca est meilleur que les formiates et oxalates; il a obtenu un très bon développement des Microbes du sol en associant la formamide à l'acétate de Ca.

D'après Beijerinck (1) les Ferments uriques aiment bien les acétates. Les acétates sont cités par Omelianski et Winogradsky (1) comme étant favorables aux Bactéries banales de la putréfaction, opinion que nous savons partagée par Bierema [24]. Les acétates sont de bons aliments pour *Leptothrix ochracea* (1).

E. Laurent [78] constate que les acétates sont supportés par la Levure de bière. Nägeli (1) donne l'acide acétique comme un bon aliment pour les Champignons. Les Mycodermes, d'après Beijerinck [16], utilisent bien les acétates. Ce sont aussi de bons aliments pour *Hormodendron hordei*, d'après Bruhne (1). Par contre, Went (1) trouve que les acétates sont peu utilisables pour *Monilia* et Nägeli (1) trouve que l'acétate d'ammonium doit être considéré comme un des corps les moins favorables pour *Penicillium*.

Tréboux [128] signale que l'acétate de potassium à la dose de 0.05 °/o (meilleure que celle de 0.1 °/o) est très bien utilisé par une vingtaine d'espèces d'Algues. Pour *Chlamydomonas Sp. II*, ce corps serait même meilleur que le sucre. Il signale que les concentrations de 0.5 °/o d'acétates sont éliminatives; la concentration optimale pour les sels potassiques est celle de 0.25 °/o; la croissance se fait très bien pour une dose de 0.1 °/o. Les acétates et les corps les plus simples seraient préférables, pour les Algues, aux corps à composition moléculaire plus complexe, voisine de celle des sucres. D'après Tréboux l'acétate de K a été utilisé par *Chlorella vulgaris* Beijer., *Stichococcus bacillaris* Näg., *Scenedesmus acutus* Meyen., *Sc. obtusus* Meyen., *Sc. quadricauda* (Turp.) Breb., *Raphidium polymorphum* Fresen., *R. minutum* Näg., *R. Braunii* Näg., *Kirchneriella lunaris* Moeb., *Coelastrum microsporum* Näg., *Westella botryoides* de Wildem., *Protococcus botryoides* Kirchn., *Microthamnium Kutzingianum* Näg., *Chlamydomonas sp. I et II*, *Chlorella protothecoides* Kr.; l'acétate d'ammonium est utilisé par *Chlorella vulgaris*, *Scenedesmus obtusus*, *Sc. quadricauda*, *Stichococcus bacillaris*, *Raphidium Braunii*, *Scenedesmus acutus*. Tréboux a donné pour toutes ces Algues les résultats de pesées pour ces cultures, on les consultera dans le travail original. Jacobsen [70] n'a pas obtenu de développement de *Polytoma uvella* dans les milieux liquides, peptonisés ou non, additionnés de 1/20 °/o de K^2HPO et de 1/2 °/o d'acétate d'ammonium. Le même auteur a obtenu à la lumière un bon développement en culture pure de *Chlorogonium euchlorum* dans un liquide minéral additionné d'acétate de calcium, le développement à l'obscurité du même organisme est mauvais. D'après Massart [95] *Polytoma uvella* peut utiliser l'acétate de K pour sa nutrition hydrocarbonée (production d'amidon). Bokorny (1) a trouvé que l'éther acétique est assimilé (en culture impure!) par *Spirogyra*, l'acide acétique neutralisé par CO^3Ca, donc l'acétate de calcium, permet chez *Spirogyra* la production d'amidon. Migula [99] considère l'action de l'acide acétique (libre) à la dose de 0.02 à 0.004 °/₀ comme se rapprochant de celle des acides minéraux sur *Spirogyra orbicularis*. C'est le plus fort des acides organiques; à la dose de 0.002 °/₀ *Spirogyra* pâlit en une heure et son amidon disparaît plus vite qu'avec les autres acides organiques. L'acide acétique, d'après Migula, ne provoque pas la formation de cristaux d'oxalate de Ca, les cristaux formés ne sont en tous cas pas du carbonate de Ca. Migula estime que les acides dilués empêchent la formation et la production des substances cellulaires.

---

(1) Voir Lafar [77].

L'examen de nos cultures confirme les faits que nous avons trouvés dans la littérature, à savoir que les sels de l'acide acétique sont assimilables, avec formation de réserves. La dose limite permettant une croissance semble être celle de 2 °/₀; à la dose relativement forte de 1 °/₀ la croissance est bonne, meilleure encore à 0.5 °/₀, ainsi que des essais récents nous l'ont prouvé. Un fait remarquable que nous avons signalé précédemment est une abondante formation de carbonates aux dépens des acétates.

Acide propionique, acide butyrique, acide isobutyrique, acide valérianique.

Ces divers acides n'ont permis de croissance ni à la lumière, ni à l'obscurité. Cette action est due à la présence d'ions d'H acide qui sont nuisibles à *Chlorella luteo-viridis*. Ces corps auraient peut-être été assimilés sous forme de sels neutres ou alcalins. Les données que nous avons réunies au sujet de ces acides indiquent pourtant qu'ils sont en général peu utilisables.

L'*acide propionique* et les propionates ne sont pas supportés, d'après E. Laurent [78], par les Levures, notamment une Levure haute belge; l'acide propionique à 1 °/₀ est nuisible; le propionate de K à 1 °/₀ en gélatine n'est pas nuisible, mais il n'est pas assimilé. D'après Richter [119], rappelant des travaux de Bokorny, c'est un mauvais aliment pour les Algues. Treboux [128] a essayé l'action du propionate de K sur des Algues, l'action ne paraît pas favorable. D'après Hutchinson et Miller [69] *Pisum sativum* n'assimile pas le propionitrile. Lutz [92] donne la propionamide, à la dose de 8.2125 gr. pour 1500 cc. de liquide Raulin, neutralisé par CO^3Ca, comme favorable à *Pleuro-*

---

(1) Cité par O. Richter [119].

coccus miniatus et à *Raphidium polymorphum*. Nous avons vu (voir p. 195) que la propylamine est un corps assez bien utilisé par *Chlorella luteo-viridis*.

L'*acide butyrique*, les butyrates de Na et de K à 1 °/₀ ne sont pas assimilés par les Levures d'après E. Laurent [78]. Omelianski et Winogradsky (1) citent l'acide butyrique comme le moins bien assimilé par les Bactéries banales de la putréfaction. Bierema [24] constate que seul, le butyrate d'ammonium est meilleur que l'acétate pour les Microbes du sol; cet aliment azoté et carboné favorise le développement des Moisissures. L'acide butyrique libre est nuisible; sous forme de butyrate de Ca, il agit le plus favorablement lorsqu'il est additionné d'asparagine. D'après Jensen (1) l'acide butyrique est bon pour les Bactéries dénitrifiantes. Les butyrates sont dédaignés par *Monilia* selon Went (1). Parmi les Algues, Treboux [128] constate que l'acide butyrique (neutralisé) et d'autres peuvent être utilisés à des doses de 0.05 °/₀ à 0.1 °/₀, et, qu'il est bien utilisé par *Euglena viridis*. D'après Massart [95] *Polytoma uvella* utilise le butyrate de Ca pour sa nutrition hydro-carbonée (production d'amidon). Bokorny (3) constate que l'acide butyrique, neutralisé par CO^3Ca, permet la formation d'un peu d'amidon chez *Spirogyra*. D'après Lutz (2) la butylamine est peu assimilée par *Cucurbita maxima* et *Cucumis prophetarum*. Le même auteur [92] constate que la butyramide, à la dose de 9.7875 gr. pour 1500 cc. de liquide Raulin, permet la culture de *Pleurococcus miniatus* et de *Raphidium polymorphum*.

L'*acide isobutyrique* sous forme d'isobutylamine a été expérimenté par Lutz [89]; il est utilisé par *Protococcus viridis, Mesocarpus pleurocarpus* et une Cyanophycée à la dose de 0.547 °/₀₀.

L'*acide valérianique* et le valérianate de K à la dose de 1 °/₀ sont nuisibles pour les Levures, d'après E. Laurent [78]. Migula a signalé [99] que l'acide valérianique à des doses très faibles produit l'étirement des plastides dans la cellule de *Spirogyra orbicularis* Kg. et qu'il y a pâlissement de la chlorophylle. Enfin, Bokorny (3) a constaté qu'à la dose de 0.1 °/₀, et neutralisé par CO^3Ca, l'acide valérianique permet la production d'un peu d'amidon chez *Spirogyra* et de graisses chez les Diatomées.

Nitriles.

Les travaux de Lutz [91, 94] nous fournissent des renseignements pour l'action des divers nitriles sur *Pleurococcus miniatus* et *Raphidium*

---

(1) Cité par Lafar [77].

(2) Cité par Hutchinson et Miller [69].

(3) Cité par O. Richter [119].

polymorphum. Ont été assimilés : l'acétonitrile à 0.081 °/₀₀; le propionitrile à 0.1085 °/₀₀; le butyronitrile à 0.1366 °/₀₀. N'ont pas été assimilés : le lactonitrile à 0.1405 °/₀₀; le naphtonitrile à 0.275 °/₀₀ et le benzonitrile à 0.204 °/₀₀. Comme on le voit, seuls les nitriles inférieurs de la série acyclique ont une action favorable ; les autres nitriles sont impropres à la nutrition de ces Algues.

Acide palmitique.

Cet acide, à la dose de 1 °/₀₀, neutralisé par NaOH, empêche, d'après Meinhold [98] la culture des Diatomées : *Nitzschia dissipata*, *N. Palea* et *Navicula minutissima*. Les doses de 0.1 et 0.5 °/₀₀ sont favorables à la culture de ces organismes.

Acide stéarique.

D'après Meinhold [98] cet acide, à la dose de 1 °/₀₀, neutralisé par NaOH, empêche la culture des Diatomées (*Nitzschia dissipata*, *N. Palea*, *Navicula minutissima*). Les doses de 0.1 à 0.5 °/₀₀ sont favorables à leur développement.

Oléate de Sodium.

Nous n'avons essayé de ce corps que la dose de 2 °/₀, en milieu liquide à la lumière. A cette dose, déjà après deux semaines, il s'est montré très peu favorable pour *Chlorella luteo-viridis;* la croissance de la culture est presque nulle et les cellules sont incolores, très réfringentes (production probable d'huile), le contenu cellulaire est indistinct. La membrane est bien marquée et très nette pour les cellules de petites dimensions (de 2 à 4 μ), fait que l'on n'observe pas dans les cultures ordinaires où les petites cellules (spores) n'ont qu'une membrane mince. Cela indique l'existence de conditions défavorables dont nous avons trouvé quelques cas, par exemple pour l'acide salicylique, le benzènesulfonate de K, le toluènesulfonate de K, l'acide tartrique libre. Beaucoup de cellules sont entourées d'une enveloppe formée de petits cristaux circulaires, rayonnants.

D'après Meinhold [98] l'acide oléique (neutralisé par NaOH), donc l'oléate de sodium, empêche la culture de Diatomées (*Nitzschia dissipata*, *N. Palea*, *Navicula minuscula*) à la dose de 1 °/₀₀, alors que des doses de 0.1 à 0.5 °/₀₀ se sont montrées favorables.

Formamide.

A la dose de 5 °/₀, à l'obscurité, les cultures de *Chlorella luteo-viridis* sur gélose ont poussé très faiblement, bientôt la culture meurt. Aucun développement ne fut observé dans les cultures faites à la lumière. La forte teneur des milieux en formamide explique sa nocivité.

Tout comme les formiates, ce corps n'a été expérimenté qu'avec des Microbes. D'après Raciborski (1), il ne convient pas pour *Basidiobolus ranarum*. Bierema [24] donne la formamide comme aliment de moindre valeur que l'acétamide pour les Bactéries, c'est d'ailleurs un aliment plutôt médiocre. Hutchinson et Miller [69] ont constaté que la formamide est assimilée par *Pisum sativum*. Lutz [92] a constaté que *Pleurococcus miniatus* et *Raphidium polymorphum* poussent bien dans le liquide de Raulin (1500 cc.) additionné de 5.0625 gr. de formiamide.

Acétamide.

Ce corps, d'après Pfeffer [112], peut servir d'aliment azoté pour les Algues. Les Levures et Champignons utilisent l'acétamide; pour Czapek (1) ce serait le seul acide amidé utilisable. Bierema [24] rappelle que l'acétamide peut fonctionner, à la fois comme source de carbone et d'azote (Nägeli), et il constate que pour les Bactéries du sol, ce corps est assez bien assimilé lorsqu'il est associé avec divers hydrates de carbone (sucre de canne, sucre de raisin, dextrine, glycérine, etc.). L'acétamide est un meilleur aliment que la formamide. Hutchinson et Miller [69] signalent que l'acétamide est assimilée d'après Bente, leurs propres expériences sur *Pisum sativum* montrent que ce corps est parfaitement utilisé. D'après Lutz [92] l'acétamide à la dose de 6.6375 gr. pour 1500 cc. de liquide Raulin permet la culture de *Pleurococcus miniatus* et de *Raphidium polymorphum*.

Glycolamine.

Lutz [89] a trouvé que ce corps, à la dose de 0.557 °/₀₀, est nuisible pour *Protococcus viridis* et *Mesocarpus pleurocarpus*. Il serait un peu assimilé par une Cyanophycée.

Ethylenglycol.

D'après Bokorny [32] c'est un bon aliment pour les Algues. D'après E. Laurent [78] ce corps est faiblement assimilé par la Levure de bière; il ne se forme pas de glycogène.

Glycérine (Pl. I, fig. 13; pl. II, fig. 7, 16, 19).

En milieu liquide, à la dose de 5 °/₀, on observe après trois mois une culture verte assez forte. Les cellules de *Chlorella luteo-viridis* ont une plastide peu nette, vert pâle, à pyrénoïde peu distinct; on observe parfois des cellules à contenu granuleux.

---

(1) Cité par Lafar [77].

On remarque des formes allongées, en forme de poire, assez nombreuses. Par l'iode on n'obtient aucune réaction, le pyrénoïde seul est bien mis en évidence; il n'y a que quelques cellules qui se teignent en rose par le Soudan III.

La même culture, maintenue à l'obscurité, est jaune. On n'observe après trois mois que des traces de développement. Les cellules ont une plastide, vert pâle, diffuse, sans netteté, souvent fragmentée; le contenu cellulaire est généralement granulé. Il n'y a pas de pyrénoïde. L'iode ne donne aucune réaction; par contre, de nombreuses cellules renferment des substances grasses, colorées en rose par le Soudan III.

Culture sur gélose à 5 °/₀ de glycérine, à la lumière. Après quatorze jours la culture est verte, assez faible, étalée, sèche, formant de petites colonies rondes, isolées. Les cellules ont ordinairement une plastide bien nette, d'un beau vert. Le pyrénoïde n'existe pas ou est peu net. L'iode ne donne pas de réaction. La même culture, après trois mois, présente macroscopiquement un aspect identique à celui observé après quatorze jours. Les cellules ont une plastide unique, nette, d'un beau vert. Il n'y a pas de pyrénoïde et les cellules renferment parfois plusieurs grains réfringents. Par l'iode, peu de cellules se colorent en brun acajou; la plastide se colore entièrement en brun; on observe un assez grand nombre de cellules se colorant en brun clair. Il y a donc formation de glycogène, il n'y a pas de graisses.

Culture sur gélose à 5 °/₀ de glycérine, à l'obscurité : après quatorze jours, la culture est verte, un peu plus abondante qu'à la lumière, elle est étalée, sèche. Les plastides sont d'un vert plus pâle qu'à la lumière, elles sont aussi moins nettes; pas de pyrénoïde. La membrane est bien marquée. Les cellules ont une tendance à s'allonger; elles deviennent elliptiques, parfois en forme de lentille. L'iode ne donne aucune réaction. La même culture, après trois mois, a une couleur vert pâle, elle est très faiblement développée. Les cellules ont une plastide verte, peu nette, souvent fragmentée. Il n'y a pas de pyrénoïde. Par l'iode, quelques cellules présentent une coloration brunâtre de la plastide; s'il y a formation de glycogène, elle est très faible. Il n'y a pas de production de substances grasses.

Sur gélose à la glycérine à 1 °/₀ le développement a été assez abondant à la lumière.

L'action de la glycérine a été étudiée par de nombreux auteurs sur divers organismes. D'après Omelianski et Winogradsky (1) la glycérine est un bon aliment pour les Bactéries banales de la putréfaction. Bierema [24] constate la même chose pour les Microbes du sol. La glycérine aurait l'avantage de ne pas produire de fermentations violentes, ce qui indique son emploi dans les essais d'assimilation des nitrates. Jensen (1) signale que la glycérine est un mauvais aliment pour les Bactéries dénitrifiantes. L'action favorable de la glycérine pour le développement du Bacille tuberculeux est classique dans le domaine de la bactériologie.

La glycérine est un excellent aliment pour les Champignons. Linosier et Roux (1) constatent que c'est une substance très bien utilisée par les Champignons.

---

(1) Cité par Lafar [77].

Mazé et Perrier [97] écrivent : « la glycérine est absorbée à la lumière, mais elle gène le développement des plantes phanérogames ».

De nombreux travaux relatent l'utilisation de la glycérine par les Algues. O. Richter [117] donne ce corps comme un bon aliment pour *Nitzschia Palea* (Kütz) W. Sm., il signale [119] que la glycérine favorise la liquéfaction de la gélatine par les Diatomées.

D'après Matruchot et Molliard [96] la glycérine est un bon aliment pour *Stichococcus bacillaris* à la dose de 3 °/₀. D'après Brunnthaler [39], *Stichococcus* forme peu de chlorophylle et est presque incolore; *Scenedesmus* se décolore également dans les solutions renfermant de fortes doses de glycérine. Grintzesco [61] qui étudia *Scenedesmus acutus* Meyen signale que la glycérine à 2 °/₀ produit des cellules énormes, aberrantes sur les milieux à base de gélose. Bokorny [32] considère la glycérine comme un bon aliment pour les plantes. D'après Klebs et Bokorny (1) *Cladophora* se développe fort avec la glycérine, diverses Algues forment de l'amidon en sa présence. D'après Krüger [74] *Chlorothecium saccharophilum* devient incolore s'il est cultivé dans des milieux renfermant 1 °/₀ de glycérine; pour cette Algue la glycérine est sans valeur. Au contraire, c'est un bon aliment pour *Chlorella protothecoides*, ainsi que pour *Prototheca moriformis* et *P. Zopfii*. Pour ces trois derniers organismes la limite de concentration est 20 °/₀. D'après Artari [5] la glycérine à 1 °/₀ est un assez bon aliment pour *Chlorella communis*. Jacobsen [70] essaya l'action de la glycérine sur des Flagellates; il signale notamment que *Chlorogonium euchlorum*, cultivé en culture pure, pousse bien à la lumière, mal à l'obscurité, dans des milieux additionnés de glycérine. *Polytoma uvella*, d'après le même auteur, ne pousse pas dans l'eau additionnée de 0.5 °/₀ de peptone et de glycérine. D'après Massart [95] *Polytoma uvella* utilise la glycérine pour son alimentation hydrocarbonée (production d'amidon).

En résumé, la glycérine semble être un bon aliment pour les Algues. Nos expériences confirment ce fait. Bien que nous ayons employé de fortes doses de ce corps, nous avons obtenu une culture bien développée, formant même des réserves. Il n'est pas douteux, que nous eussions obtenu une croissance plus abondante, si nous avions utilisé des doses moindres, allant par exemple de 1 à 0.1 °/₀ de glycérine.

Glycérophosphate de Calcium.

Culture sur gélose à la dose de 1 °/₀ à la lumière : après dix-sept jours, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est assez faible, d'un beau vert, étalée, sèche. Les cellules ont une plastide, bien verte, à contours nets, à pyrénoïde bien marqué. Il y a peu de cellules à plastides rayonnantes; la membrane est bien marquée. L'iode ne donne aucune réaction. La même culture, après deux mois, est faiblement développée, étalée, vert pâle. Microscopiquement, les cellules ont une seule plastide, grande, verte, à contours nets, il n'y a pas de pyrénoïde, sauf dans de très rares cellules; la plastide forme une masse d'un vert homogène, plus ou moins réfringente. Il y a peu de cellules sporangiales. La membrane est assez épaisse. On n'obtient aucune réaction avec le Soudan III, par contre, avec l'iode la plupart des cellules se colorent en brun acajou, il y a donc production de glycogène.

---

(1) Cité par O. Richter [119].

En milieu liquide à la dose de 1 °/o et à l'obscurité, la culture est faible, verte; les cellules de petites dimensions (6 μ à 8 μ au maximum) ont une plastide vert pâle, fragmentée, peu nette, sans pyrénoïde; la membrane est assez marquée. Par le Soudan III, on obtient une légère teinte rosée des cellules; l'iode ne donne pas de réaction, c'est tout au plus si l'on peut distinguer une faible teinte brune dans quelques cellules.

Nous n'avons pas trouvé dans la littérature d'indications de l'action de ce corps sur les organismes végétaux. Le glycérophosphate de calcium, d'après nos expériences, s'est montré un assez bon aliment, il peut même provoquer une abondante production de réserves (glycogène).

Erythrite.

En milieu liquide et à la lumière, à la dose de 1 °/o, on obtient, après trois mois, une culture de *Chlorella luteo-viridis* assez forte, verte, formant dépôt. Microscopiquement, les cellules ont une plastide vert pâle, bien développée, ordinairement à bords peu nets, à beau pyrénoïde. Il s'est formé des vacuoles dans le cytoplasme, la plastide est parfois percée de larges trous; la membrane est bien développée; les cellules sporangiales sont assez nombreuses. On n'obtient pas de réaction par le Soudan III; par l'iode les plastides se colorent en brun pâle, donc, s'il y a production de glycogène, celle-ci est très faible.

Les cultures faites à l'obscurité avec l'érythrite à 1 °/o, en milieu liquide, n'ont pas donné de résultat. Ce corps est inassimilable dans ces conditions.

Les données relatives à ce corps ont été fournies par Artari [10 et 11]. Il constate qu'à 1 °/o l'érythrite provoque, à l'obscurité le pâlissement de *Stichococcus bacillaris*, et empêcherait le développement de la chlorophylle dans ces conditions. D'après Richter [119] l'érythrite favorise la liquéfaction de la gélatine par les Diatomées. D'après Artari [5] l'érythrite à 1 °/o est un aliment médiocre pour *Chlorella communis*; à l'obscurité la croissance est faible. Krüger [74] a montré que l'érythrite à 1 °/o n'est pas assimilée par *Prototheca moriformis*.

Mannite.

A la lumière, en milieu calcique, le développement de *Chlorella luteo-viridis* est faible; dans nos expériences, les cultures obtenues à l'obscurité se sont montrées, après trois mois, plus abondantes qu'à la lumière. Mais il faut ajouter que les cultures maintenues à l'obscurité étaient contaminées accidentellement par un *Sclero-*

tinia. Dans ces conditions, on peut penser que le Champignon a agi favorablement sur le développement de l'Algue. Quoi qu'il en soit, à l'examen microscopique les cellules de la culture maintenue à l'obscurité n'ont pas de plastide nette, celle-ci est fragmentée, de couleur vert pâle. Il n'y a pas de pyrénoïde. Le contenu cellulaire est souvent granuleux, présentant parfois des corpuscules réfringents ; la membrane est très nette. On n'obtient aucune réaction par l'iode ; par contre, de nombreuses cellules renferment des matières grasses, décélées par le Soudan III.

D'après Linosier et Roux (1) la mannite serait peu utilisable pour certains Champignons. Pour les Bactéries, Bierema [24] constate qu'en général ce corps est moins bon que la glycérine ; associé à divers sels inorganiques ou organiques, il se montre comme un bon aliment. Il est d'ailleurs bien connu que les milieux mannités sont d'un usage courant dans la bactériologie agricole [88] pour certaines recherches spéciales telles que l'isolement des Bactéries des nodosités légumineuses. L'action de la mannite a été fréquemment expérimentée sur diverses Algues. O. Richter [117] dans ses recherches sur les Diatomées, constate que *Nitzschia Palea* Kütz pousse mieux en présence de mannite qu'avec d'autres substances organiques. D'après le même auteur [119], la mannite favorise la liquéfaction de la gélatine par les Diatomées. Meinhold [98] essaya avec succès la mannite pour *Nitzschia dissipata*. Parmi les Flagellates, Jacobsen [70] a constaté que *Polytoma uvella* ne pousse pas dans les milieux additionnés de mannite. Matruchot et Molliard [96] ont constaté que la mannite est favorable à *Stichococcus bacillaris var. major* ; à la dose de 3 °/o la croissance est mauvaise, les cellules sont normales. D'après Artari [11], *Stichococcus bacillaris* cultivé à l'obscurité se comporte différemment, suivant qu'on associe la mannite à la dose de 1 p. c. avec NO^3K ou NO^3NH^4. Avec NO^3NH^4, *Stichococcus* est vert pâle à l'obscurité ; avec NO^3K, on observe le pâlissement de l'Algue, puis sa décoloration. D'après Krüger [74] on obtient des cultures incolores mais bien développées de *Chlorothecium saccharophilum* dans les milieux additionnés de 1 °/o de mannite. La mannite serait sans valeur pour *Chlorella protothecoides*, *Prototheca moriformis* et *P. Zopfii*. D'après Artari [11] l'Algue de *Xanthoria parietina* pâlit à l'obscurité en présence de mannite. Le même auteur [5] donne la mannite comme un aliment médiocre pour *Chlorella communis*.

Dulcite-iso.

A la lumière à la dose de 1 °/o en milieu liquide, la croissance de *Chlorella luteoviridis* a été assez faible, la culture est d'un vert pâle. A l'obscurité, il n'a pas été observé de croissance.

---

(1) Cité par Lafar [77].

Divers auteurs ont étudié l'action de cet alcool sur les Algues. Artari [10] a observé le pâlissement de *Stichococcus bacillaris* à l'obscurité. Dans un autre travail [11], il dit que les cultures sont pâles et faibles avec la dulcite. Andreensen (1) observa chez *Closterium* des modifications de la forme des cellules dans des solutions, impures il est vrai, renfermant de la dulcite et d'autres corps à la dose de 2 à 6 %. Les modifications de forme observées seraient dues à l'action de la pression osmotique produite. D'après Artari [5], la dulcite à 1 % est difficilement utilisée par *Chlorella communis* pour son alimentation carbonée. O. Richter [117] fait remarquer que la dulcite est bien utilisée par les Diatomées, notamment par *Nitzschia Palea* (Kütz) W. Sm. D'après le même auteur [119], la dulcite favorise la liquéfaction de la gélatine par les Diatomées.

Mélampyrite.

En milieu liquide à la dose de 1 %, on obtient une culture vert pâle, de faible développement, et aucune culture à l'obscurité. Ce corps doit donc être considéré comme sans valeur, au point de vue de son utilisation par *Chlorella luteo-viridis.*

Glycocolle.

Ce corps, d'après Pfeffer [112], peut servir de source d'azote pour les Algues. Il en est de même pour les Champignons : ainsi Went, cité par Lafar [77], a trouvé que le glycocolle est un bon aliment azoté et carboné pour *Monilia sitophila*; d'après Raciborski, il en est de même pour *Basidiobolus ranarum* : ce corps est préféré aux acides aminocaproïque et aminosuccinique. D'après E. Laurent [78] le glycocolle à la dose de 1 % est nuisible et non assimilé par la Levure de bière. Galimard, Lacomme et Morel [76] ont montré que le glycocolle à 1 ou 2 % permet la culture de *Bacillus pyocyaneus, Bact. prodigiosum, Bact. coli* sp., *Bact. pneumoniae* Friedl. D'après Brunnthaler [39], le glycocolle permet un développement très faible de *Glœothece rupestris* à la lumière; l'utilisation serait un peu meilleure à l'obscurité. Karsten (2) a trouvé que les Diatomées poussent en présence de glycocolle; dans ces conditions *Nitzschia* et *Navicula* pâlissent et se décolorent. *Spirogyra*, étudié par Bokorny (1), produit de l'amidon dans une solution de 0.1 % de glycocolle, neutralisée par CO^3Ca. Artari [5] donne le glycocolle à 5 % comme étant le meilleur corps azoté pour la nutrition de *Chlorella communis* Artari. D'après Treboux [128] *Chlorella protothecoides* utilise le glycocolle, il en est de même pour *Scenedesmus acutus* qui a fourni par litre 0.026 gr. de substance sèche après culture sur glycocolle à 0.1 °/₀. Bialosuknia [22] a trouvé que *Diplosphaera Chodati* utilise le glycocolle à la lumière sur gélose et en milieu liquide et à l'obscurité sur gélose seulement. D'après Artari [4], les gonidies de *Xanthoria parietina (Chlorococcum infusionum)* ont poussé dans une solution minérale additionnée de 1 °/₀ de glycocolle. Jacobsen [70] a montré que *Polytoma uvella* ne pousse pas dans les milieux additionnés de glycocolle; *Chlorogonium euchlorum* pousse bien dans ces conditions à la lumière.

---

(1) Cité par O. Richter [119].

(2) Cité par Oltmanns [102].

Bétaïne.

D'après Lutz [89] ce corps, à la dose de 0.856 °/₀₀, est toxique pour *Protococcus viridis* et *Mesocarpus pleurocarpus ;* il est peu assimilé par une Cyanophycée. Hutchinson et Miller [69] rappellent les résultats négatifs obtenus par Lutz pour *Zea Mais, Ipomaea.* D'après Brown, la bétaïne aurait été utilisée par des embryons de Seigle. Enfin Schreiner donne une dose de 5 p. 1,000,000 comme favorable au Froment.

Lactate de Potassium.

Sur gélose au lactate de potassium 1 °/₀, maintenue à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* après deux mois est assez faible, verte, étalée. Les cellules à plastide, généralement unique, plus ou moins nette, présentent un pyrénoïde bien développé. Il y a parfois des vacuoles dans d'assez nombreuses cellules. Ces vacuoles ont un aspect réfringent, dû à des substances huileuses, ainsi que le prouve la réaction avec le Soudan III, qui colore de nombreuses cellules en rose. Par l'iode, un assez grand nombre de cellules prennent une teinte brun pâle, la réaction du glycogène n'est donc pas caractéristique.

En général l'acide lactique semble un excellent aliment pour les microorganismes. Cela provient sans doute, ainsi que l'écrivait E. Laurent [78], que cet acide « est polymère des glycoses et l'on » comprend aisément que, par simple synthèse, le protoplasme puisse » faire une molécule de sucre avec deux molécules d'acide lactique ». Les lactates constituent un aliment de premier rang parmi les acides organiques pour les Levures. D'après Jensen (1) les Bactéries dénitrifiantes aiment bien l'acide lactique. Bierema [24] indique que le lactate d'ammonium seul est un bon aliment, meilleur que le tartrate ammonique, pour les Microbes du sol. Le lactate de calcium s'est montré très favorable à l'assimilation des composés azotés organiques et inorganiques. E. Laurent [78] trouva que pour la Levure de bière, l'acide lactique à 1 % n'est pas nuisible et que son assimilation est faible. Pour les lactates d'ammoniaque, de sodium, de potassium et de calcium employés à la dose de 2 %, il y eut dans les cultures un dépôt abondant de Levures avec formation de glycogène. D'après Nägeli (1) et Linosier et Roux (1), l'acide lactique est un bon aliment pour les Champignons. Pour Bruhne (1), il est bien utilisé par *Hormodendron hordei*. *Monilia*, d'après Went (1), utilise peu les lactates; il en est de même pour *Saccharomyces Zopfii* d'après Artari (1).

---

(1) Cité par Lafar [77].

Parmi les Algues, Treboux [128] donne les lactates de K et NH^3 comme étant bien utilisés par *Scenedesmus acutus* et *Cœlastrum microsporum*.

D'après Jacobsen [70], *Polytoma uvella* ne pousse pas en présence de 0.5 p. c. de lactate d'ammonium. Bokorny (2) trouve que le lactate de chaux à 0.1 % détermine la formation d'amidon chez *Spirogyra*. D'après Migula [99] l'acide lactique libre, à des doses très faibles, détermine le pâlissement de la chlorophylle et l'étirement des bandes chlorophylliennes de *Spirogyra*.

Alanine

A la dose de 1 % en milieu liquide, le développement de la culture de *Chlorella luteo-viridis*, à la lumière, reste longtemps (un mois) très faible; plus tard la culture devient forte et on observe une bonne croissance et une belle couleur vert foncé. Le milieu avait alors une forte réaction alcaline. Après trois mois, les cellules possèdent une plastide unique ou fragmentée, à contours nets ou non, pourvue d'un pyrénoïde. Nombreuses sont les cellules sans chlorophylle ou en train de la perdre. La membrane est assez marquée. Presque toutes les cellules ont un contenu granuleux. On n'obtient aucune réaction avec le Soudan III; par l'iode, on observe une couleur d'un brun plus ou moins foncé; la réaction n'est pas nette, le pyrénoïde est bien mis en évidence.

La même culture maintenue à l'obscurité reste faible et verte. Les cellules ont une plastide bien fournie ou le plus souvent fragmentée, sans pyrénoïde. L'iode ne donne aucune réaction; par le Soudan III on observe qu'il y a des cellules assez nombreuses se colorant en rouge.

L'alanine est, d'après nos expériences, un corps azoté utilisable et pouvant peut-être déterminer la formation de réserves sous forme de glycogène. Cette substance, d'après Went (1), n'est utilisée par *Monilia sitophila* qu'en présence d'hydrates de carbone. Hansteen (3) n'a obtenu que des résultats négatifs avec l'alanine en expérimentant sur *Lemna*. D'après Schreiner, Reed et Skinner (3), l'alanine à 0.05 % est toxique pour les plantules de Froment; à une dose inférieure à 0.05 °/₀ cette substance est utilisable.

---

(1) Cité par Lafar [77].

(2) Cité par Richter [119].

(3) Cité par Hutchinson et Miller [69]

L'alanine ne convient pas à *Polytoma uvella*, d'après les recherches de Jacobsen [70]. *Chlorogonium euchlorum* pousse bien à la lumière, mal à l'obscurité en présence d'alanine; une dose supérieure à 2 °/₀ est nuisible, on n'obtient plus de développement. Treboux [128] signale que l'alanine est bien utilisée par *Scenedesmus acutus*, *Coelastrum microsporum*, *Chlorella protothecoides*. D'après Bialosuknia [22] l'alanine est un aliment azoté favorable pour *Diplosphaera Chodati* à la lumière en milieu liquide et sur gélose; à l'obscurité, sur gélose seulement. Artari [5] indique l'alanine à 0.5 °/₀ comme un des meilleurs corps azotés pour *Chlorella communis* Artari.

Leucine

D'après Bierema [24], la leucine est un bon aliment pour les micro-organismes du sol, surtout s'il est associé à des sucres. Certaines races de *Bacterium Anthracis* poussent bien en présence de leucine, selon Bielecki [23]. Avec 1 °/₀ de leucine, E. Laurent [78] a obtenu pour la Levure de bière une assimilation faible sans production de glycogène. D'après Went (1) *Monilia sitophila* n'utilise bien la leucine qu'en présence d'hydrates de carbone. Bruhne (1) observa la même chose pour *Hormodendron hordei* et Nägeli (1) pour *Penicillium*. Seule, la leucine est peu utilisable comme source d'azote ainsi que le rapporte d'ailleurs Pfeffer [112]. D'après Richter [118], *Nitzschia putrida* utilise bien la leucine; il en est de même d'après le même auteur [117] pour *Nitzschia Palea* et *Navicula minuscula*. Treboux [128] a montré que *Stichococcus* utilise la leucine. Pour Artari [11] *Stichococcus bacillaris* cultivé en présence de 0.5 °/₀ de leucine et de NO^3K, donne des cultures vert pâle, incolores; le chromatophore est peu visible. Les cultures faites à l'obscurité verdissent à la lumière; également à l'obscurité quand on les repique sur asparagine à 0.5 °/₀, nitrate d'ammoniaque ou moût gélatiné. D'après Treboux [128] *Chlorella protothecoides* utilise la leucine; après un mois à la dose de 0.1 °/₀, on obtient 0.052 gr. de substance sèche par litre. Les recherches de Bialosuknia [22] ont montré que la leucine (0.5 °/₀ d'azote dans le liquide de Detmer au 1/4) est mal utilisée à la lumière et pas du tout à l'obscurité par *Displosphaera Chodati*; l'action défavorable de la leucine est due à sa décomposition en acide valérianique, puis en acétone. Ces décompositions expliquent pourquoi les cultures ne poussent qu'au début. D'après Artari [11] l'Algue de *Xanthoria parietina (Chlorococcum infusionum)* pousse plus ou moins bien à l'obscurité en présence de leucine; il y a pâlissement des cultures. Bokorny (1) trouve que ce corps permet la production d'amidon chez *Spirogyra*. D'après Andreensen (1) *Closterium* et *Cosmarium* poussent avec la leucine; *Closterium* présente des modifications de forme. Jacobsen [70] a démontré que *Polytoma uvella*, en culture pure, ne pousse pas dans les milieux renfermant 0.5 °/₀ de leucine. Ce corps convient bien pour la culture de *Chlorogonium euchlorum* à la lumière. Les renseignements réunis par Hutchinson et Miller [69] pour les Phanérogames sont tantôt favorables (Lutz, Schreiner), tantôt négatifs (Prianischnikoff, Lebedeff, Hansteen, Brown).

---

(1) Cité par Lafar [77]

Acide glycérique.

A la dose de 1 °/₀ n'a permis aucun développement de *Chlorella luteo-viridis*.

Acide oxalique.

A la dose de 1 °/₀ en milieu liquide n'a provoqué aucun développement, il est nettement nuisible à cette dose pour *Chlorella luteo-viridis*.

Oxalate de Sodium

Sur gélose à la dose de 1 °/₀ et à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* reste faible pendant le premier mois, elle devient abondante passé ce délai; elle est d'une couleur vert pâle.

Après trois mois, microscopiquement (fig. 7, A) on voit de nombreuses cellules à plastide unique verte, bien délimitée, à pyrénoïde. Parfois il y a plusieurs plastides. Il existe peu de cellules décolorées à protoplasme granuleux. Dans certaines plastides, particulièrement chez les cellules de grandes dimensions, on observe des trous. Les cellules ont assez souvent une forme ovale. Le Soudan III ne donne aucune réaction. Par l'iode de nombreuses cellules montrent une coloration plus ou moins brune des plastides.

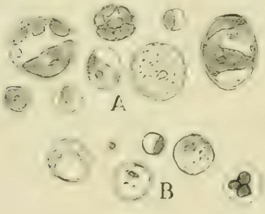


Fig. 7.

Chlorella luteo-viridis Chodat.

A. Culture additionnée de 1 °/₀ d'oxalade de sodium, culture sur gélose, maintenue à la lumière, après 3 mois.
B. Culture additionnée de 1 °/₀ d'oxalate de potassium, en milieu liquide, maintenu à l'obscurité, après 3 mois.

Sur gélose à l'obscurité, à la dose de 1 °/₀, la culture se développe peu, elle est vert pâle. Les cellules ont une plastide pourvue d'un pyrénoïde, à contours plus ou moins nets; la membrane est parfois assez épaisse. On n'obtient aucune réaction, ni par l'iode, ni par le Soudan III.

En milieu liquide, à la dose de 1 °/₀ et à la lumière, le développement est très actif dès le début, les cultures sont vertes. Les cellules ont une plastide, à contours nets, verte et à pyrénoïde. Le Soudan III ne donne pas de réaction, par l'iode quelques cellules se colorent en brun foncé et de nombreuses cellules présentent une réaction assez marquée de glycogène, le pyrénoïde est toujours bien mis en évidence.

---

(1) Cité par Richter (119).

La même culture maintenue à l'obscurité est beaucoup moins développée qu'à la lumière, elle est d'un vert-jaune. Les cellules ont une plastide verte, fragmentée ou non, sphérique et ramassée sur elle-même, il n'y a pas de pyrénoïde, enfin il y a parfois des cellules vacuoleuses. On n'obtient aucune réaction, ni avec l'iode ni avec le Soudan III. Les cellules sont de petite dimension comparativement à celles observées à la lumière.

Oxalate neutre de K (Pl. IV, fig. 6, 9).

En milieu calcique à la lumière et à la dose de 1 °/₀, la culture de *Chlorella luteo-viridis* se développe abondamment, elle est verte et forme un dépôt abondant. Les cellules ont une plastide verte, à contours bien délimités, à pyrénoïde; il y a peu de cellules sporangiales. Après trois mois on obtient par le Soudan III une coloration rosée dans quelques cellules et aucune réaction avec l'iode.

La même culture maintenue à l'obscurité se développe peu, elle est de couleur vert pâle. Microscopiquement (fig. 7, B) les cellules présentent une plastide ramassée en sphère, sans pyrénoïde, vert pâle ou en voie de décoloration. Le contenu cellulaire est souvent granuleux et avec des globules huileux; la membrane est assez épaisse. L'iode ne donne pas de réaction; par le Soudan III un assez grand nombre de cellules se colorent en rouge, donc présence de graisses.

Sur gélose maintenue à l'obscurité, les cultures sont faibles, vert pâle, étalées. Les cellules ont des dimensions réduites. Elles ont ordinairement une seule plastide, globuleuse, verte, sans pyrénoïde. La plastide est plus ou moins réfringente. Le Soudan III ne donne pas de réaction, par contre l'iode colore presque toutes les cellules en brun foncé, la plastide se colorant *in toto;* il y a formation de glycogène. Nous n'avons malheureusement pu observer la culture maintenue à la lumière.

Pfeffer [112] considère l'acide oxalique comme un poison; il constitue en général un mauvais aliment, le plus souvent neutralisé par le calcium; les cristaux d'oxalate de Ca constituent pour les plantes, une manière de se débarrasser de l'acide oxalique. Ces faits tendent à prouver que cet acide et son sel de Ca doivent être considérés comme pas ou peu assimilables. C'est d'ailleurs un acide très oxydé, pouvant donc difficilement servir comme aliment plastique. Bierema [24] donne l'oxalate biammonique, utilisé en combinaison avec des substances carbonées, comme un bon aliment pour les Bactéries et certaines Moisissures du sol. D'après Beijerinck (1) les oxalates sont de bons aliments pour les Ferments uriques. Wehmer (1) donne l'acide oxalique comme sans valeur pour *Hormodendron hordei*. D'après le même auteur (*Botan. Ztg.*, 1891), *Penicillium* offre une faible croissance pour une dose de 3 °/₀ d'oxalate et *Aspergillus niger* assimile un peu d'acide oxalique. Néanmoins, d'après Lafar, les oxalates semblent toujours être peu assimilables. E. Laurent [78] est d'ailleurs arrivé à une conclusion analogue pour les Levures; à la dose de 1 °/o, l'acide oxalique est nuisible; l'oxalate d'ammoniaque et celui de potassium, à la même dose, ne sont pas assimilés.

---

(1) Cité par Lafar [77].

Migula (99) essaya l'action de l'acide oxalique sur *Spirogyra orbicularis* Kg; il agit à doses faibles (0.004 à 0.008 °/o) comme les autres acides organiques : il y a déroulement des bandes protoplasmiques et pâlissement de la chlorophylle. Pour des doses plus fortes, l'action est énergique sur *Spirogyra*; la chlorophylle devient jaunâtre, elle est décolorée, décomposée, il se forme des gouttelettes d'huile. Pour d'autres Algues que Spirogyra, l'acide oxalique modifie peu la chlorophylle, mais il y a mort des cellules. Zumstein [130] signale qu'une dose de 0.5 ou de 0.25 °/o de cet acide est supportée par *Euglena gracilis*; 1 °/o d'acide oxalique tue immédiatement les Euglènes, cet acide est très toxique. Tobler [127], étudiant la physiologie de la nutrition des Lichens, se demande d'où les Algues, qui entrent dans leur constitution, tirent le carbone qui leur est nécessaire, quand elles sont entourées par le mycélium des Champignons. Il émet l'hypothèse que le carbone est fourni aux Algues sous forme de composés organiques élaborés par les Champignons des Lichens; parmi eux il faudrait compter l'oxalate de Ca. Il se base sur le fait que le Champignon de *Xanthoria parietina* forme dans les cultures artificielles beaucoup d'oxalate de calcium. Or, le Lichen n'en renferme pas, pas plus que le Lichen formé par synthèse au moyen du Champignon et de l'Algue. Tobler en conclut que l'Algue utilise l'oxalate formé par le Champignon. D'après Treboux [129] on doit abandonner l'hypothèse mutualiste et admettre que l'Algue des Lichens est parasitée par les Champignons.

Un examen attentif de la littérature nous amène à cette conclusion que les oxalates, et avant tout l'acide oxalique, se comportent en général comme des aliments médiocres. D'après l'hypothèse de Loew [87], l'action nuisible des oxalates s'expliquerait par le fait que l'acide oxalique enlève le Calcium aux parties vitales de la cellule (noyau, plastide); les plantes qui peuvent se passer de calcium (Champignons et Algues inférieurs) supportent les oxalates.

Oxamide.

Nous n'avons observé que les cultures de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide à 1 °/o d'oxamide. La réaction de ce milieu est nettement alcaline; la culture à la lumière est très faible; nous n'avons observé que la culture maintenue à l'obscurité, elle ne présente après trois mois que des traces de développement, et est d'une couleur vert pâle. Microscopiquement, on constate des cellules à plastide vert pâle, ratatinée, parfois fragmentée, sans netteté de contours. Il n'y a pas de pyrénoïde, la membrane est toujours bien développée, même pour les cellules de petite dimension. Il n'y a pas de glycogène formé; de nombreuses cellules prennent une coloration rosée par le Soudan III, il y a donc formation de substances grasses.

Ce corps est mal assimilé; parmi les Phanérogames, Hutchinson et Miller [69] signalent que *Pisum sativum* peut utiliser l'oxamide comme aliment. D'après Lutz [92], 4.95 gr. d'oxamide pour 1,500 cc. de liquide Raulin, neutralisé par CO^3Ca, permet la culture de *Pleurococcus miniatus* et de *Raphidium polymorphum.*

Acide malonique.

Nous n'avons pas obtenu de développement de *Chlorella luteo-viridis,* à la lumière et à l'obscurité, en milieu liquide additionné de 1 °/₀ de cet acide.

Acide succinique.

A la dose de 1 °/₀ en milieu liquide et à la lumière, la croissance de *Chlorella luteo-viridis* est toujours restée très maigre, la culture était verte. A l'obscurité, le développement doit être considéré comme nul. C'est un des rares acides organiques ayant permis la croissance à la dose de 1 °/₀; ce fait méritait d'être signalé.

Alors que ce corps fut essayé assez souvent pour des Bactéries et des Champignons, nous ne l'avons trouvé signalé pour les Algues que dans les expériences de Loew et Bokorny (1). A la dose de 0.1 °/₀ en milieu neutralisé par l'eau de chaux (donc sous forme de succinate de Ca), cet acide est utilisé par *Spirogyra* qui donne un peu d'amidon. Des Diatomées fabriquent de la graisse à ses dépens. Parmi les Champignons, suivant Bruhne (2), l'acide succinique est un bon aliment pour *Hormodendron hordei.* Il en est de même pour des Mycodermes d'après Beijerinck [16] (2). *Monilia* dédaigne les succinates d'après Went (2); pour *Penicillium*, Nägeli (2) indique que le succinate d'ammonium est un des aliments les moins bons. Enfin, Bierema [24] rechercha l'action des succinates sur les Bactéries du sol. Il trouva que le succinate d'ammoniaque, employé seul, est un assez bon aliment, dont la valeur alimentaire est augmentée par l'addition de diverses substances carbonées. Le succinate de calcium agit bien mieux que l'acétate ou le butyrate de Ca, mais moins bien que le lactate. Le succinate de Ca favoriserait surtout l'assimilation des nitrates. Treboux [128] essaya le succinate de K sur diverses Algues, mais il ne donne pas les résultats obtenus en culture. Lutz [92] constata que *Pleurococcus miniatus* et *Raphidium polymorphum* se cultivent dans le liquide de Raulin (1,500 cc.), additionné de 6.525 gr. de succinamide.

---

(1) Cité par O. Richter [119].

(2) Cité par Lafar [77].

Acide fumarique.

A la lumière, en milieu liquide et à 1 °/₀, la culture s'est très faiblement développée, à l'obscurité il n'y a pas eu de croissance de *Chlorella luteo-viridis*.

Buchner (1) trouva que le fumarate d'ammonium est utilisé par des Champignons, alors que son isomère le maléinate d'ammonium n'est pas utilisable. Dox [52] arrive à des conclusions analogues pour des Moisissures; l'acide fumarique est bien utilisé. L'acide maléique est très peu favorable et donne une faible récolte quand il est employé sous forme de sel ammoniacal.

Acide maléique.

A la dose de 1 °/₀ en milieu liquide ne permet aucun développement de *Chlorella luteo-viridis*.

Nous avons déjà donné quelques renseignements sur cet acide en parlant de l'acide fumarique. Wehmer (1) signale que l'acide maléique est un poison pour les Champignons, tandis que les maléates sont utilisables pour les Bactéries. D'après Dox [52, 53], le maléate d'ammoniaque est un corps très peu favorable pour les Moisissures.

Acide malique.

A la dose de 1 °/₀ nous n'avons obtenu aucune croissance de *Chlorella luteo-viridis*, ni à la lumière, ni à l'obscurité.

Malate de Sodium (Pl. I, fig. 14).

Après trois mois, la culture de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide additionné de 1 °/₀ de malate de N*a*, maintenue à la lumière, est faible, de couleur vert pâle. Les cellules ont une ou plusieurs plastides, à contours nets, à pyrénoïde; la membrane est bien développée. On n'obtient aucune réaction des graisses; par l'iode, le pyrénoïde est mis en évidence et les plastides se colorent en brun plus ou moins foncé; il y a une faible production de glycogène.

Sur gélose, à la lumière, le développement de la culture est assez fort, elle est verte. Après trois mois, les cellules présentent une plastide (rarement deux) d'un beau vert, à bords nets, d'un aspect réfringent. Il n'y a pas de pyrénoïde. Le Soudan III ne donne aucune réaction; par l'iode, il y a de nombreuses cellules dont les plastides se colorent entièrement en brun plus ou moins foncé.

Sur gélose à l'obscurité, la culture est verte mais faiblement développée. Les cellules ont ordinairement une seule plastide, bien délimitée; possédant parfois un pyrénoïde, elle est d'un beau vert. Il y a des cellules sporangiales assez nombreuses. Le Soudan III ne donne aucune réaction.

---

(1) Cité par Latar [77].

Par l'iode, il y a des cellules en assez grand nombre qui présentent des granulations brunes, quelques-unes ont la plastide colorée en brun acajou.

Malate de Calcium (Pl. II, fig. 8).

En milieu liquide à la dose de 1 °/₀ et à la lumière après trois mois, on constate une culture de *Chlorella luteo-viridis* assez forte, verte. Les cellules ont une plastide nette, verte, pourvue d'un pyrénoïde. On n'obtient aucune réaction avec le Soudan III. L'iode colore de nombreuses cellules en brun plus au moins clair, le pyrénoïde étant bien mis en évidence. La réaction du glycogène est donc plutôt faible.

Sur gélose, à 1 °/₀ et à la lumière, la culture est d'un vert foncé, assez forte. Les cellules ont une seule plastide (fig. 8, A), de grande dimension, à bords nets, d'un vert foncé. La plastide a souvent un aspect réfringent, ordinairement sans pyrénoïde; quand ce dernier existe, ce qui est peu fréquent, il est peu marqué et peu visible. Il y a peu de cellules sporangiales. Le Soudan III ne donne aucune réaction. Par l'iode, on obtient une coloration brun clair dans un petit nombre de cellules, la réaction est faible.

Sur le même milieu maintenu à l'obscurité, le développement de la culture est faible; elle est d'une couleur vert pâle et étalée. Les cellules (fig. 8, B) ont une plastide verte, à bords nets, possédant parfois un pyrénoïde. La membrane est assez épaisse. On remarque des petites cellules de forme anormale ovoïde ou piriforme. Le Soudan III ne donne pas de réaction; de nombreuses cellules sont colorées en brun foncé par l'iode.

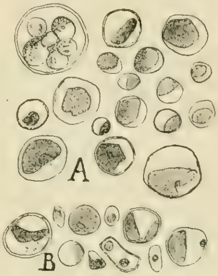


Fig. 8.

Chlorella luteo-viridis Chodat.
Cultures sur gélose additionnée de malate de calcium (1 °/₀).
A. Culture maintenue à la lumière, après 3 mois.
B. Culture maintenue à l'obscurité, après 3 mois.

Bierema [24] constate que, pour les Bactéries du sol, le malate ammonique est très bien assimilé en présence de divers composés organiques, entre autres le sucre de Canne, la glycérine, la dextrine. Le malate de calcium est un assez bon aliment : en présence de leucine, il favorise le développement des Moisissures; il est assez bon additionné d'asparagine ou d'acide asparaginique, l'addition de lactate de Ca est moins favorable. Beijerinck (1) donne les malates comme un excellent aliment pour les Ferments uriques. Schukow (1) a trouvé que l'acide malique est assimilable par les Levures. Pour les mêmes organismes, Meissner (1) trouve l'acide malique tantôt favorable, tantôt pas. *Monilia*, d'après Went (1), utilise mal les malates; il en est de même pour *Saccharomyces Zopfii*, d'après Artari (1).

---

(1) Cité par Lafar [77].

Parmi les Algues, Meinhold [98] a étudié les Diatomées : *Nitzschia dissipata*, *N. Palea* et *Navicula minuscula*. Il employa l'acide malique neutralisé par la soude. Il signale que, dans ces conditions, les doses de 0.333 à 0.5 % ne permettent qu'un développement lent des cultures de Diatomée : il y a réduction des chromatophores (colonies incolores). Pourtant, les Diatomées restent vivantes et sont mobiles, elles résistent pendant quelque temps à 42° c. L'acide malique à 1 % (neutralisé) additionné d'asparagine à 0.5 % fournit un excellent milieu gélosé à base de sels minéraux pour la culture des Diatomées à la lumière ; à l'obscurité il n'y a pas de croissance.

Jacobsen [70] signale que *Polytoma uvella* ne pousse pas dans l'eau peptonée (ou non) additionnée de malate d'ammonium (0.5 %) ; *Chlorogonium euchlorum* pousse bien en présence de malate. Zumstein [130] a montré que l'acide malique peut servir d'aliment organique pour *Euglena gracilis* Kl ; cet acide est supporté à la dose de 2 % ; dans l'acide malique à 0.5 ou 1 %, les Euglènes restent vivantes après quarante-deux heures. Migula [99] et Bokorny (1) ont étudié *Spirogyra*. Bokorny trouva que *Spirogyra* forme de l'amidon en présence de bimalate de Ca à 0.1 %. D'après Migula, l'acide malique libre agit sur *Spirogyra orbicularis* et provoque l'étirement des bandes chlorophylliennes, la chlorophylle pâlit également.

Asparagine (Pl. I, fig. 6 ; pl. III, fig. 1, 5 ; pl. IV, fig. 5, 8).

A la dose de 1 % en milieu liquide conservé à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* reste longtemps faible ; après quatre mois, elle devient assez abondante et a une teinte vert pâle. A l'obscurité, il n'y a pas de croissance. A la lumière, on observe quelques cellules (fig. 9) à plastide verte, unique, à bords nets, pourvues d'un pyrénoïde. Il faut remarquer que le protoplasme en est granuleux. La plupart des autres cellules ont une plastide décolorée indistincte, à cytoplasme granuleux et sans pyrénoïde. Il a un certain nombre de cellules de forme anormale, allongée, ovoïde. Par l'iode, on n'obtient aucune réaction ; le Soudan III colore de nombreuses cellules en rose.

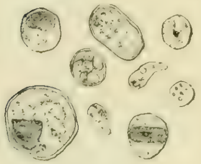


Fig. 9.
Chlorella luteo-viridis Chodat.
Culture en milieu liquide additionné d'asparagine (1 %).
Culture maintenue à la lumière, après 3 mois.

Sur gélose, à la lumière, la culture est foncée et forte. A l'obscurité le développement est presque nul. Les cellules présentent des caractères analogues à ceux que nous venons de décrire. Elles ont une plastide, unique ou fragmentée, d'un vert pâle, à bords indéfinis. Il y a rarement un pyrénoïde plus ou moins distinct. Nombreuses sont les cellules décolorées, à contenu granuleux, présentant parfois des vacuoles. On n'obtient aucune réaction, ni avec l'iode, ni avec le Soudan III.

---

(1) Cité par O. Richter [119].

Pour l'Algue que nous avons étudiée, l'asparagine est donc un aliment azoté de valeur moyenne.

Omelianski et Winograsky (1) signalent l'asparagine comme un bon aliment pour les Bactéries banales de la putréfaction. D'après Bierema [24] les Microbes du sol utilisent bien l'asparagine, seule ou combinée avec diverses substances carbonées. Bielecki [23] indique pour la Bactéridie charbonneuse les doses de 1/50 ou 1/100 Mole comme favorables. Une dose de 1/10 Mole ne permet pas de culture. D'après des expériences inédites du médecin-vétérinaire Scholl, le Microbe du charbon perd une petite partie de sa virulence quand on le cultive en liquide nutritif additionné d'asparagine. Hutchinson et Miller [69] citent la littérature concernant l'action de l'asparagine sur les Phanérogames. D'après Baesler, *Zea mays* assimile l'asparagine pendant quelque temps. Il n'y aurait pas d'assimilation par l'Orge, selon Prianischnikoff et Lebedeff. Pour ce qui est du Seigle, Brown constata l'utilisation de l'asparagine, et d'après Nakamura une dose de 1 °/₀ est meilleure que le succinate ammonique. Hansteen a constaté que *Lemna* utilise l'asparagine à l'obscurité en présence de glucose. Schreiner donne la dose de 0.1 °/₀ comme favorable aux Phanérogames.

Nägeli (1) signale l'asparagine comme un bon aliment pour les Champignons. C'est selon Went (1) un des meilleurs aliments pour *Monilia sitophila*. D'après Nägeli (1) *Penicillium* n'utilise pas bien l'asparagine, ce n'est pas non plus un bon aliment pour *Basidiobolus*, d'après Raciborski (1). Bruhne (1) donne l'asparagine seule comme un mauvais aliment azoté pour *Hormodendron hordei*, l'utilisation de ce corps est favorisée par l'addition de sucre, ce qui favorise la croissance. E. Laurent [78] trouva simple assimilation de l'asparagine, sans production de glycogène par la Levure de bière.

De nombreux travaux donnent des indications concernant l'utilisation de l'asparagine par les Algues. Parmi les Diatomées, d'après Richter [118], *Nitzschia putrida* Ben. utilise très bien l'asparagine; c'est un des meilleurs aliments pour *N. Palea* et *Navicula minuscula* d'après le même auteur [117]. Meinhold [98] signale que l'asparagine (0.5 °/₀) combinée avec l'acide malique (neutralisé) ou le sucre de raisin à 0.1 °/₀, constitue un milieu optimal pour *Nitzschia dissipata* et pour les Diatomées déjà étudiées par O. Richter.

Brunnthaler, dans son étude sur *Glœothece rupestris* [39], montra que l'asparagine seule n'est pas utilisée. On doit lui adjoindre un hydrate de carbone, tel que le dextrose, pour obtenir un développement. D'après Charpentier [41], *Cystococcus humicola* pousse bien avec l'asparagine. Ce corps, d'après Treboux [128], est utilisé par *Chlorella protothecoides*. Beijerinck [15] a montré que *Chlorella vulgaris* utilise l'asparagine à 0.2 °/₀ sur gélatine, additionnée de 0.8 °/₀ de peptone et 1 °/₀ de saccharose. D'après Artari [5], l'asparagine à 0.5 °/₀ est un assez bon aliment azoté pour *Chlorella communis* Artari.

---

(1) Cité par Lafar [77].

Artari [4] signale que les gonidies de *Xanthoria parietina* ont poussé dans des solutions minérales renfermant 1 °/₀ d'asparagine. Le même auteur [11] écrit que *Stichococcus bacillaris* verdit à l'obscurité sur un milieu renfermant 0.5 °/₀ d'asparagine. Il se forme des granulations dans les cellules. *Chlorella vulgaris* verdit à l'obscurité en présence d'asparagine.

Artari étudia encore d'autres Algues. Il trouva que l'asparagine est utilisée par les Algues de *Parmelia parietina* et de *Gasparinia murorum*. Lutz [92] a montré que *Pleurococcus miniatus* et *Raphidium polymorphum* poussent dans le liquide Raulin (1500 cc. additionnés de 7,415 gr. d'asparagine). Krüger [74] trouve que *Chlorothecium saccharophilum* et *Chlorella protothecoides* poussent bien dans une solution renfermant 0.5 °/₀ d'asparagine. Ces Algues poussent encore bien en présence de 5 °/₀ d'asparagine. L'asparagine est utilisée par *Protococcus caldariorum* d'après Pampaloni (1). Selon Kossowitsch (1), l'asparagine est dédaignée par *Cystococcus*. D'après Krüger [74], *Prototheca Zopfii* et *P. moriformis* poussent bien avec l'asparagine.

Zumstein [130] trouva que *Euglena gracilis* Klebs pousse assez bien à l'obscurité en présence d'asparagine; à la dose de 1 à 2 °/₀, à la lumière, *Euglena gracilis* présente un assez bon développement, les cellules sont incolores, ont perdu leur chlorophylle. D'après Jacobsen [70], *Chlorogonium euchlorum* pousse bien à la lumière, mal à l'obscurité en présence d'asparagine. Massart indique [95] que *Polytoma uvella* peut utiliser l'asparagine pour sa nutrition hydrocarbonée (production d'amidon). D'après Borge (2) l'asparagine favorise chez *Spirogyra fluviatilis* la formation de rhizoïdes. Andreensen (2) signale pour *Closterium* des modifications de forme dues à l'action de l'asparagine.

Acide aspartique

En milieu liquide à la dose de 1 °/₀, le développement de *Chlorella luteo-viridis* est à peu près nul à la lumière après quatre mois. A l'obscurité, la culture est longtemps restée très maigre; elle a pris un assez fort développement après plus de cinq mois, elle est alors verte. Les cellules sont remplies de granulations; la plastide vert pâle est réduite en fragments, il n'y a pas de pyrénoïde. L'iode ne produit pas de réaction; par le Soudan III des cellules assez nombreuses prennent une teinte rosée, il y a donc formation de substances grasses. Ces faits indiquent que les cellules se trouvent dans un état défavorable de développement. Peut-être cela est-il dû surtout au caractère acide du milieu. L'acide tartrique (fig. 10, B) produit le même phénomène.

---

(1) Cité par Oltmanns [102].

(2) Cité par O. Richter [119].

Bierema [24] indique que l'acide aspartique neutralisé par CO^3Na^2, employé seul, semble un peu plus favorable que l'asparagine. Combiné avec d'autres corps organiques, il favorise le développement des Bactéries du sol et surtout les Moisissures. L'acide aspartique d'après Galimard, Lacomme et Morel [76] convient pour la culture du *B. pyocyaneus*. D'après Went (1) l'acide aspartique peut servir de bonne source azotée et carbonée à *Monilia Sitophila*. E. Laurent [78] constata l'assimilation de l'acide aspartique à 1 °/₀ par la Levure de bière, mais sans production de glycogène. Les expériences faites avec des Phanérogames ont montré que l'acide aspartique peut être assimilé. Ainsi, Hutchinson et Miller [69] signalent que *Pisum sativum* assimile l'aspartate de Na; d'autres auteurs, cités par Hutchinson et Miller, ont obtenu des résultats négatifs ou positifs. D'après Schreiner, Reed et Skinner, une dose de 0.05 °/₀ d'acide aspartique est mortelle pour le Froment; une dose de 0.01 °/₀ est supportée par cette plante.

Brunnthaler [39] a constaté que l'acide aspartique et d'autres acides aminés (tyrosine, glycocolle) permettent, chez *Gloeothece rupestris*, une meilleure croissance à l'obscurité qu'à la lumière. Nous pouvons rapprocher ce résultat de ce que nous avons constaté dans nos cultures. D'après Treboux [128] *Chlorella protothecoides* utilise l'acide aspartique. *Spirogyra*, d'après Loew et Bokorny (2), cultivé dans une solution de 0.1 °/₀ d'acide aspartique, neutralisé par la chaux, produit de l'amidon.

Acide tartrique. (Fig. 10, A, B).

A la lumière cet acide s'est montré nuisible en milieu liquide pour *Chlorella luteo-viridis*. Ainsi que nous l'avons vu (p. 128), cet acide est déjà défavorable à la dose de 0.5 °/₀. Dans les solutions renfermant 0.5 à 1.5 °/₀ d'acide tartrique, il y a tout au début un faible développement, il ne se poursuit pourtant pas.

Tartrate de Potassium (Pl. II, fig. 1, 3, 15).

En milieu liquide, à la dose de 1 °/₀ et à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est assez forte après trois mois, elle est verte. Il en est de même à l'obscurité.

---

(1) Cité par Lafar [77].

(2) Cité par O. Richter [119].

A la lumière, les cellules (fig. 10, C) ont une plastide verte, pourvue d'un pyrénoïde. Il y a peu de cellules incolores. On n'obtient aucune réaction avec le Soudan III ; par l'iode, les plastides se colorent en brun plus ou moins foncé et le pyrénoïde est bien mis en évidence dans de nombreuses cellules.

Sur gélose additionnée de 1 °/₀ de tartrate de potassium, la culture après onze jours à la lumière, est d'un beau vert, assez abondante, sèche et étalée. Les cellules (fig. 10, D) ont ordinairement une plastide d'un beau vert, à pyrénoïde. L'iode ne donne pas de réaction. La même culture, après trois mois, est assez forte, étalée, d'un vert foncé. Les cellules (fig. 10, E) ont une plastide à pyrénoïde ; il y a peu de cellules sporangiales. Le Soudan III ne donne aucune réaction. De nombreuses cellules sont colorées en brun par l'iode ; il y a production de glycogène.

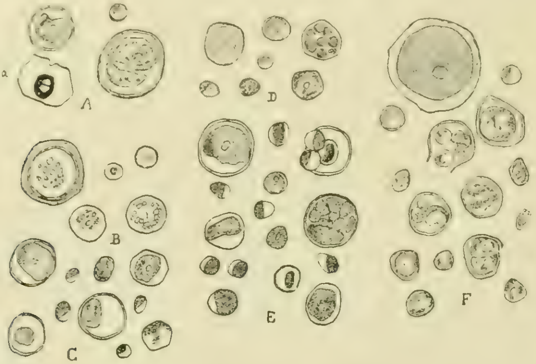


Fig. 10. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.

A. Milieu liquide additionné de 0,25 °/₀ d'acide tartrique, après 2 mois.
a cellule colorée par l'iode.

B. Milieu liquide additionné de 1 °/₀ d'acide tartrique, après 1 mois

C. Milieu liquide additionné de 1 °/₀ de tartrate de K, culture maintenue à la lumière, après 3 mois.

D. Culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ de tartrate de K, maintenue à la lumière, après 11 jours.

E. Culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ de tartrate de K, maintenue à la lumière, après 3 mois.

F. Culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ de tartrate de K, maintenue à l'obscurité, après 11 jours.

Sur gélose, maintenue à l'obscurité, la culture, après onze jours, est d'un vert jaunâtre, peu abondante, sèche, étalée. Quelques cellules (fig. 10, F) atteignent des dimensions assez grandes (environ 20 μ de diamètre). Les cellules ont ordinairement une seule plastide, vert pâle, sans pyrénoïde. Il y a parfois des vacuoles dans le cytoplasme. Les grandes cellules ont un contenu vert, indistinct ; la membrane très épaisse a des reflets brunâtres ; au centre des cellules on distingue un pyrénoïde. L'iode ne donne pas de réaction.

La même culture, après trois mois, a un faible développement, elle a une couleur vert jaunâtre. Les cellules possèdent généralement une seule plastide, assez nette, souvent ramassée en boule ; le reste de la cellule paraît alors vide et la paroi bien nette n'est plus en contact avec le cytoplasme. Il n'y a pas de pyrénoïde. Le Soudan III ne donne pas de réaction ; par l'iode, de nombreuses plastides se colorent en brun.

Tartrate de Sodium

En milieu liquide, à la dose de 1 °/₀ et à la lumière, la culture est vert pâle, assez faiblement développée après trois mois. Les cellules à plastide unique, bien nette, verte, sont pourvues d'un pyrénoïde. Il y a assez bien de cellules décolorées. Par l'iode, de nombreuses cellules sont colorées en brun plus ou moins foncé. Le Soudan III ne donne lieu à aucune réaction.

Sur gélose, maintenue à la lumière, la culture est assez forte, étalée et d'un vert foncé. Les cellules à plastide nette, verte, unique, ont le pyrénoïde mal indiqué, les plastides sont plus ou moins sphériques et réfringentes. Le Soudan III ne donne pas de réaction. Par l'iode, un assez grand nombre de cellules présentent une coloration brune plus ou moins foncée des plastides. Il y a donc du glycogène.

La même culture, maintenue à l'obscurité, est très faiblement développée, étalée, d'un vert jaunâtre. Les cellules ont une plastide vert pâle, entière ou fragmentée, possédant parfois un pyrénoïde. On n'obtient aucune réaction, ni avec le Soudan III, ni avec l'iode.

Tartrate de Calcium

En milieu liquide, à la dose de 1 °/₀, à la lumière, la culture de *Chlorella luteoviridis* est verte, assez forte. Après trois mois, les cellules ont une plastide (rarement plusieurs) à bords nets, verte, à beau pyrénoïde. On n'obtient aucune réaction par le Soudan III, l'iode colore les plastides en brun foncé.

En milieu liquide maintenu à l'obscurité, il n'y a pas eu de croissance.

Sur gélose, à la lumière, le tartrate de Ca à 1 °/₀ permet un développement assez fort, la culture est verte, étalée. Après trois mois, la plupart des cellules ont une seule plastide verte, bien délimitée; le pyrénoïde est souvent ou peu pas visible. Le Soudan III ne donne pas de réaction. L'iode colore de nombreuses cellules en brun assez clair.

La même culture, maintenue à l'obscurité, a un développement faible, elle est d'un vert pâle, étalée, humide. Les cellules ont une plastide unique, nette, sans pyrénoïde, parfois réfringente. Par le Soudan III on n'obtient pas de réaction. L'iode colore de nombreuses cellules en brun foncé.

Bierema [24] montre que pour les Microbes du sol, le tartrate neutre d'ammonium est un très bon aliment, seul ou associé à divers hydrates de carbone. Au contraire, le tartrate de sodium s'est montré moins favorable ou même nuisible, à cause de l'alcalinité qui se manifeste dans le milieu. Ce corps, associé à d'autres corps organiques, diminue souvent leur action favorisante. L'action favorable de l'acide tartrique sur les Levures est un fait bien connu. E. Laurent [78] trouva chez la Levure de bière une forte assimilation sans production de glycogène avec les acides tartriques droit et gauche à la dose de 1 et 2 °/₀. Par contre, les tartrates d'ammonium, de potassium et celui de sodium et d'ammoniaque sont faiblement assimilés, sans production de glycogène. Le fait signalé par Bierema, alcalinisation du milieu, est peut-être une des causes de l'action défavorable des sels de l'acide tartrique dans les cultures de Laurent.

Schukow (1) constata également l'assimilation de l'acide tartrique par les Levures. Meissner (1) insiste aussi sur le fait que l'acide tartrique est un des meilleurs aliments pour les Levures. Le *Saccharomyces Zopfii* utilise bien l'acide tartrique, d'après Artari (1). Parmi les Moisissures, Nägeli (1) a montré que le tartrate d'ammonium est bien utilisable par *Penicillium*, surtout en présence de sucre. D'après Linosier et Roux (1) l'acide tartrique est le meilleur aliment pour certains Champignons. *Monilia*, d'après Went (1), utilise peu les tartrates ; tandis que *Hormodendron hordei*, d'après Bruhne (1), n'assimile pas l'acide tartrique. Krüger [74] constate que 0.25 $^0/_0$ de tartrate d'ammonium provoque un bon développement de *Prototheca Zopfii* et de *P. moriformis*. Les cultures de *Prototheca Zopfii* sont faibles quand la dose de tartrate atteint 5 $^0/_0$.

L'action de l'acide tartrique et des tartrates fut souvent expérimentée sur les Algues. O. Richter [118] trouve que le tartrate d'ammoniaque empêche le développement de *Nitzschia putrida*. D'après Meinhold [98], l'acide tartrique (neutralisé par NaOH) provoque, dès le début, un développement extraordinaire de *Nitzschia dissipata*, *N. Palea* et *Navicula minuscula*, développement qui précède une mort rapide. Ce fait ne se produit jamais avec le malate de sodium. Parmi les Flagellates *Euglena gracilis* Kl., d'après Zumstein [130], supporte jusque 2 $^0/_0$ d'acide tartrique ; la dose de 0.5 $^0/_0$ ne tue pas les Euglènes, pourtant, cet acide n'est pas un bon aliment. D'après Massart [95] *Polytoma uvella* peut utiliser le tartrate d'ammonium pour son alimentation hydrocarbonée (production d'amidon). Krüger [74] obtint des cultures incolores de *Chlorella protothecoides* et de *Chlorothecium saccharophilum* sur des milieux renfermant 0.25 $^0/_0$ de tartrate d'ammonium. Les cultures sont fort diminuées quand la dose de tartrate atteint 2.5 $^0/_0$. Artari [11] constata que *Stichococcus bacillaris* verdit à l'obscurité avec 0.5 $^0/_0$ de tartrate ammonique, le chromatophore n'est pas mormal. L'Algue de *Xanthoria parietina* (*Chlorococcum infusionum?*) [129] pâlit à l'obscurité en présence de tartrate d'ammoniaque. Hartleb (2) signale la production d'amidon chez les Algues aux dépens du tartrate d'ammonium. D'après Bokorny (2) *Spirogyra* produit de l'amidon en présence de 0.1 $^0/_0$ de tartrate de Ca. Migula [99] étudia l'action de l'acide tartrique sur *Spirogyra orbicularis*. Il signale que cet acide se comporte moins activement que l'acide citrique (voir p. 232). L'acide tartrique, à doses très faibles, produit un étirement des bandes chlorophylliennes et le pâlissement de la substance colorante verte.

---

(1) Cité par Lafar [77].

(2) Cité par Richter [119].

Bisaccharate de Potassium

A la dose de 1 °/₀ en milieu liquide, tant à la lumière qu'à l'obscurité, le développement de *Chlorella luteo-viridis* est infime, ce corps doit être considéré comme nuisible.

Acide mucique

A la dose de 1 °/₀ en milieu liquide à la lumière il n'y a pas eu de croissance de *Chlorella luteo-viridis* ; à l'obscurité, nous avons constaté une très faible culture verte.

Citrate de Potassium

En milieu liquide, à la dose de 1 °/₀ et à la lumière après trois mois, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est assez forte, d'un vert pâle. Microscopiquement les cellules ont une plastide unique (parfois plusieurs) verte, nette, à pyrénoïde.

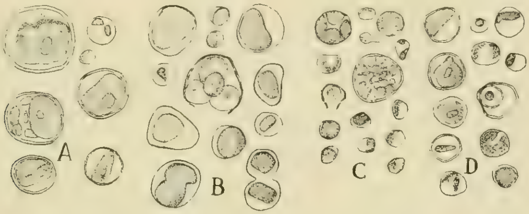


Fig. 11. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.

A. Culture en milieu liquide additionné de 1 °/₀ de citrate de Ca, maintenue à la lumière, après 3 mois.
B. Culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ de citrate de K, maintenue à la lumière, après 3 mois.
C. Culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ de citrate de Ca, maintenue à l'obscurité, après 17 jours.
D. Culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ de citrate de Ca, maintenue à l'obscurité, après 3 mois.

Les cellules sporangiales sont assez nombreuses. On n'obtient pas de réaction avec le Soudan III. Par l'iode, de nombreuses cellules se colorent en brun, le pyrénoïde étant bien mis en évidence.

Sur gélose et à la lumière, la culture est assez faible, verte, étalée. Les cellules renferment une seule grande plastide (rarement deux) d'aspect réfringent, sans pyrénoïde (fig. 11, B). Il y a peu de cellules sporangiales. Aucune réaction par le Soudan III ; par l'iode, les plastides de nombreuses cellules se colorent en brun acajou. Il y a donc nettement formation de glycogène.

La même culture, maintenue à l'obscurité, reste très faible, étalée, humide, elle est d'un vert pâle. Les cellules ont une seule plastide, nette, pourvue d'un pyrénoïde. Le Soudan III ne donne pas de réaction ; l'iode colore d'assez nombreuses cellules en brun plus ou moins clair. La réaction du glycogène doit être considérée comme faible et peu nette.

Citrate d'Ammonium

En solution, à la dose de 1 °/₀, les cultures à l'obscurité sont restées très faibles, presque nulles. Au contraire, à la lumière, on observe un vigoureux développement de *Chlorella luteo-viridis*, la couleur est vert foncé. Les cellules ont un protoplasme granuleux, souvent incolore, la plastide est verte, mal définie dans sa forme, unique, pourvue d'un pyrénoïde. On remarque de temps en temps de petites formes cellulaires allongées; il y a un certain nombre de cellules dont le contenu homogène a un aspect très réfringent, constitué par des substances grasses, ainsi que le montre le Soudan III. Ce réactif colore de nombreuses cellules en rouge. Par l'iode, la réaction est peu nette, elle est limitée aux cellules ayant conservé une plastide; la coloration est brun clair, le pyrénoïde est bien mis en évidence.

Citrate de Calcium

En milieu liquide, à la lumière et à la dose de 1 °/₀, le développement de *Chlorella luteo-viridis* reste assez faible, la culture est vert pâle. Les cellules (fig. 11, A) ont une seule plastide, d'un beau vert, bien délimitée, à pyrénoïde. On compte des cellules assez nombreuses possédant plusieurs plastides; dans ce cas, l'une d'elles est plus grande que les autres et peut même posséder un pyrénoïde. Le Soudan III ne donne pas de réaction. Par l'iode, de nombreuses cellules sont colorées en brun plus ou moins foncé, quelques-unes en brun acajou.

En milieu liquide à l'obscurité, la culture reste très faible.

Sur gélose, conservée à la lumière, additionnée de 1 °/₀ de citrate de chaux, la culture reste assez faible après trois mois, elle est verte. Après dix-sept jours, la culture est faible, vert pâle. Il n'y a ordinairement qu'une seule plastide, à contours bien nets, grande, à pyrénoïde bien développé. L'iode provoque une coloration foncée, formant une couronne autour du pyrénoïde. La même culture, après trois mois, présente des cellules à plastide unique, verte, à bords nets, à beau pyrénoide. Aucune réaction ne se produit par le Soudan III; par l'iode, toutes les cellules se colorent en brun acajou. La réaction du glycogène est donc très nette.

Les cultures sur gélose, à 1 °/₀ de citrate, maintenues à l'obscurité, sont, après dix-sept jours, faibles, d'un vert jaunâtre. Les cellules (fig. 11, C) sont de dimensions manifestement moindres que celles des cultures à la lumière, elles ont souvent des formes un peu allongées. La plastide est peu distincte et d'un vert plus pâle que pour les cultures faites la lumière. Il n'y a pas de pyrénoïde. L'iode ne donne pas de réaction. La même culture, après trois mois, est faiblement développée, verte. Les cellules (fig. 11, D) ont une plastide unique, verte, à bords nets, souvent pourvues d'un pyrénoïde. On n'obtient pas de réaction par le Soudan III; par l'iode, de nombreuses cellules se colorent en brun plus ou moins pâle, la réaction du glycogène est douteuse.

Citrate de Fer

En milieu liquide, à la dose de 2 °/₀ et à la lumière, on observe, après une quinzaine de jours, de petites cellules à membrane épaisse. La plastide est d'un beau vert et a un aspect homogène, elle forme au centre de la cellule une masse sphérique, isolée. Cette culture ne tarde pas à mourir.

En milieu liquide, à l'obscurité et à la dose de 1 °/₀, le développement est très faible, la culture est d'un vert foncé. Microscopiquement, on trouve des cellules à plastide vert pâle, fragmentée, sans pyrénoïde. On n'obtient pas de réaction, ni avec l'iode, ni avec le Soudan III.

Sur gélose, à 1 °/₀ de citrate de fer rouge (E. Merck), après seize jours, la culture est d'un beau vert sombre, assez peu abondante, étalée, humide. Les cellules renferment une ou deux plastides d'un beau vert, grandes, bien délimitées; il n'y a pas de pyrénoïde. L'iode ne donne pas de coloration brune. La même culture, après trois mois, s'est peu développée, elle est verte, étalée. Les cellules à plastide fragmentée, parfois unique, verte, distincte, sont bourrées de petites granulations plus ou moins réfringentes. Il y a de petites cellules de forme allongée, piriforme. Par le Soudan III, il y a peu de cellules qui se colorent en rose; l'iode ne donne pas une réaction caractéristique, les granulations cellulaires se colorent en brun plus ou moins clair.

Sur gélose, additionnée de 1 °/₀ de citrate de fer rouge, maintenue à l'obscurité, la culture, après seize jours, est vert pâle, faible, peu étalée, humide. Les cellules ont des plastides plus pâles que dans la même culture soumise à l'action de la lumière. Les cellules sont assez souvent vacuoleuses. La plastide ne possède pas de pyrénoïde, elle est parfois grande et à contours nets. L'iode ne donne pas de réaction. La même culture, après trois mois, est restée faible, elle est d'un vert foncé. Les cellules à plastide souvent unique, vert pâle, possédant quelquefois un pyrénoïde. Aucune réaction ne se produit par le Soudan III. L'iode provoque une coloration brun clair des plastides, la réaction doit être considérée comme négative.

Beijerinck (1) donne les citrates comme convenant tout spécialement aux Ferments uriques. Jensen (1) est du même avis, pour ce qui concerne les Bactéries dénitrifiantes. D'après Bierema [24], le citrate d'ammonium est un très bon aliment azoté pour les Microbes du sol. Seul, il est moins bon que le tartrate, mais associé à diverses substances carbonées il donne de très bons résultats. Le citrate de potassium produit au cours des cultures une alcalinité défavorable; si l'on prend la précaution de neutraliser par un acide, tel que l'acide phosphorique, on obtient un bon développement des cultures.

Nägeli (1) donne l'acide citrique comme un des bons aliments pour les Champignons. Le *Saccharomyces Zopfii* d'après Artari (1), utilise bien l'acide citrique. E. Laurent [78] donne de nombreuses indications sur l'utilisation des citrates et de l'acide citrique par les Levures. L'acide citrique à 1 ou 2°/₀, le citrate d'ammoniaque à 1 °/₀, le citrate de potassium à 1°/₀ provoquent une assimilation assez forte, sans production de glycogène. Dans le moût de bière additionné de 1 °/₀ d'acide citrique, le dépôt de Levures est très riche en glycogène. La levure végète dans les moûts sucrés additionnés de 2.5 °/₀ d'acide citrique, la dose de 3 °/₀ est mortelle. D'après Bruhne (1) l'acide citrique est sans valeur pour *Hormodendron hordei*. Les citrates, selon Went (1), sont dédaignés par *Monilia*. Schukow (1) trouva que l'acide citrique est assimilable par les Levures.

Prowazek [113] signale qu'en présence d'acide citrique, la sensibilité d'Infusoires (*Colpidium*) subit une diminution à l'égard de divers corps toxiques, tels que l'atropine, la strychnine, etc.; leur sensibilité augmente, au contraire, en présence d'alcalis et divers autres corps.

---

(2) Cité par Lafar [77].

D'après Meinhold [98], le citrate de sodium détermine au début un extraordinaire développement des cultures de *Nitzschia dissipata*, *N. Palea* et *Navicula minuscula ;* il est suivi d'une mort rapide de ces Diatomées. D'après Treboux [128], les citrates sont bien utilisés par *Stichococcus*. D'après Matruchot et Molliard [96], l'acide citrique est un aliment pour *Stichococcus bacillaris var. major,* au-dessus d'une dose de 0.03 °/o. En présence de cet acide, les cellules sont gonflées, le leucite tendu, morcelé en 2 ou 4, d'un vert tendre. *Polytoma uvella*, selon Jacobsen [70], ne pousse pas dans les millieux nutritifs additionnés de 0.5 °/o de citrate d'ammonium. Zumstein [130] étudia *Euglena gracilis* Klebs; il trouva que l'acide citrique peut être considéré comme aliment organique et qu'il peut même être supporté à des concentrations assez fortes. C'est ainsi que des doses de 0.5 à 2 °/o d'acide citrique sont inoffensives; 4 à 5 °/o sont supportés pendant cinq jours. Dans 5 à 6 °/o d'acide citrique il y a encore des Euglènes vivantes après dix-sept jours. Ces faits permettent d'entrevoir la possibilité d'isoler les Euglènes, en se servant de milieux citriques. En milieu liquide, additionné de 1 à 2 °/o d'acide citrique, *Euglena gracilis* présente un assez mauvais développement. On observe des formes vertes et incolores. L'extrait de malt, avec 1 °/o d'acide citrique, est un très bon milieu de culture pour *Euglena gracilis*. D'après Treboux [128], *Euglena viridis* ne pousse pas avec les citrates. Bokorny (1) signale que les Algues produisent de l'amidon en présence du citrate de chaux, à 0.2 °/o. L'acide citrique à 0.04-0.004 °/o tue, d'après Borge (1), *Spirogyra fluviatilis* Hülse en deux à cinq jours. Migula [99] étudia *Spirogyra orbicularis* Kg. Il trouva que cette Algue est tuée en deux jours par 0.02 °/o d'acide citrique; en six jours par 0.015 °/o. Dans 0.01 °/o d'acide citrique, quelques filaments vivent encore après quatorze jours; dans 0.004 °/o il y a, après quatorze jours, encore 2/3 des cellules vivantes. L'effet produit par l'acide citrique (et d'autres acides) est de provoquer un allongement des cellules dans tous les sens; ainsi, dans 0.004 °/o d'acide citrique, des cellules de *Spirogyra orbicularis*, mesurant normalement 76×6384μ, acquièrent après sept jours des dimensions de 252 × 23940 μ. Des actions semblables ont été observées par Migula pour *Spirogyra setiformis*, *Zygnema stellinum*, *Conferva fontinalis*. Au point de vue anatomique, l'acide citrique provoque le déroulement des plastides chlorophylliennes. Enfin, dans un seul cas, Migula observa chez *Spirogyra orbicularis* la formation de rhizoïdes dans 0.004 °/o d'acide citrique.

---

(1) Cité par Richter [119].

Cyanure de Potassium.

A la dose de 2 °/₀ en milieu liquide, à la lumière, *Chlorella luteo-viridis* est tuée; les cellules sont décolorées, à contenu indistinct; la membrane est épaisse.

Ferrocyanure de Potassium.

Sur gélose calcique à 1 °/₀, à la lumière, après dix-sept jours, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est très faible, d'un vert pâle, étalée. Les cellules ont une plastide verte, peu nette, sans pyrénoïde, elles sont parfois décolorées, à contenu granuleux ou vacuoleux. La membrane est assez épaisse. L'iode n'agit pas. La culture, faible au début, finit par disparaître.

Sur gélose, maintenue à l'obscurité, la culture est très faible, vert pâle, étalée après dix jours. Au bout de deux mois, elle n'existe plus. Les cellules ont une plastide, vert pâle, peu nette, elles ont une membrane épaisse, même pour les cellules de petites dimensions (3 à 5 μ de diamètre). Il y a de nombreuses cellules sporangiales bourrées de petites cellules à membrane assez épaisse.

Nous n'avons pas trouvé dans la littérature d'indications concernant l'utilisation des composés dérivés de l'acide cyanhydrique par les Algues. Ces corps paraissent être peu favorables, ils sont souvent très toxiques. Pourtant, les quelques essais que nous avons effectués permettent d'espérer que l'on pourrait obtenir des cultures en présence de solutions suffisamment diluées. Il serait certes intéressant d'étudier les divers composés cyanurés. Pfeffer (1) signale que le cyanure de potassium peut être utilisé comme source d'azote; le même auteur [112] signale les ferro et ferricyanure de potassium comme peu ou pas assimilables. Hutchinson et Miller [69] ont rassemblé la littérature concernant les Phanérogames. D'après eux, Knop et Wolff ont montré que le ferrocyanure de potassium peut fournir du fer et rendre vertes des plantes chlorotiques; à la dose de 0.1 °/₀ ce corps est toxique. D'après Suzuki, 0.001 °/₀ de ferrocyanure est nuisible aux végétaux. Le ferricyanure de K est toxique, d'après Knop et Wolff. D'après Rana Bahadur, le nitroprussiate de soude à 0.01 °/₀ permet au Seigle de vivre, pourtant l'assimilation n'est pas certaine.

Prowazek [113] signale que les Infusoires sont très sensibles à l'acide cyanhydrique. D'après Loew, une dose de 0.1 °/₀ est mortelle pour eux et d'après Balbiani 0.02 à 0.05 °/₀ de cyanure de potassium est fatal pour les Infusoires. L'addition de 1 p. 1200 à 1600 de NaOH affaiblit l'action nocive du cyanure de potassium sur les Infusoires.

---

(1) Cité par Lafar [77].

Urée.

A la dose de 2 °/₀ en milieu liquide et à la lumière, il y a des traces de culture de *Chlorella luteo-viridis* après un mois. Les cellules décolorées (fig. 12) possèdent un pyrénoïde bien marqué, elles restent de petite dimension. La membrane présente en coupe de petites granulations.

Sur gélose à la dose de 1 °/₀ à la lumière et à l'obscurité, il n'y a pas eu de croissance; de même, à l'obscurité en milieu liquide additionné de 1 °/₀ d'urée.

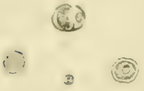


Fig. 12.
Chlorella luteo-viridis Chodat.
Culture en milieu liquide additionné de 2 °/₀ d'urée. Culture maintenue à la lumière, après 1 ½ mois.

Nitrate d'Urée.

A la dose de 1 °/₀ en milieu liquide et à la lumière, la culture vert pâle de *Chlorella luteo-viridis* a un faible développement, elle forme un dépôt. Les cellules à plastide unique ou fragmentée, verte, à contours nets, possèdent un pyrénoïde faiblement indiqué. Les cellules sont de petite dimension; il y a assez bien de cellules sporangiales. Le Soudan III ne donne pas de réaction; par l'iode, peu de cellules présentent une coloration brune de la plastide.

La même culture, maintenue à l'obscurité, est à peine développée. Elle est d'un vert pâle ; les cellules de petites dimensions ont une plastide verte, mal définie dans sa forme, sans pyrénoïde. Souvent le contenu cellulaire est granuleux. Ni l'iode ni le Soudan III ne fournissent de réaction.

Acide urique.

A la dose de 1 °/₀ en milieu liquide, il n'y a pas de croissance à l'obscurité. A la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* reste longtemps faible. Après quatre mois, le développement est fort et la culture est bien verte. Les cellules ont une plastide verte, nette, à pyrénoïde; les cellules sporangiales sont assez nombreuses. Il faut signaler la formation, dans le liquide, de nombreux cristaux d'oxalate. Par le Soudan III on n'obtient pas de réaction; l'iode colore un assez grand nombre de cellules en brun plus ou moins foncé, le pyrénoïde est bien mis en valeur.

Sur gélose, à l'obscurité, à la dose de 1 °/₀, la culture est faible, les cellules ont une plastide vert foncé, nette, pourvue d'un pyrénoïde. Le Soudan III ne donne pas de réaction; l'iode colore de rares cellules en brun.

Nous groupons dans la littérature les résultats obtenus avec l'urée et l'acide urique. Omelianski et Winogradsky (1) donnent l'urée comme un aliment assez favorable aux Bactéries banales de la putréfaction.

Les Microbes du sol, d'après Bierema [24], n'utilisent pas l'urée seule; il peut y avoir utilisation, lorsqu'on associe à l'urée divers corps organiques, tels que la mannite, le maltose, le sucre de raisin, le lactose, la dextrine, le lactate de calcium. L'acide urique a une réaction très peu acide ; employé seul, il est très peu assimilé. Bierema signale que souvent on observa la formation d'oxalate ammonique aux dépens des solutions renfermant de l'acide urique et une substance carbonée. Nous pouvons rapprocher cette indication du fait que nous avons signalé ci-dessus : la production de cristaux d'oxalate dans nos cultures. Parmi les Champignons, *Hormodendron hordei*, d'après Bruhne (1), n'assimile pas l'urée. D'après Wehmer (1), *Penicillium* pousse faiblement avec l'urée. L'urée n'est utilisable par *Monilia sitophila*, qu'en présence d'un hydrate de carbone, selon les indications de Went (1). Czapek considère l'urée comme inutilisable pour les Levures, les Champignons. D'après E. Laurent [78], l'urée, à la dose de 1 °/₀, n'est pas assimilée par la Levure de bière. Hutchinson et Miller [69] ont exposé les résultats de divers auteurs, qui expérimentèrent avec des Phanérogames. Prianischnikoff et Lebedeff ont eu des résultats négatifs pour le Seigle. Suzuki, en 1897, trouve que l'urée est mieux utilisée que certains sels d'ammonium par le Lupin jaune, la Pomme de terre, *Halesia hispida,* le Froment, et, qu'à l'obscurité l'urée, contrairement aux nitrates, détermine la formation d'asparagine dans les plantes étiolées. Thomson, en 1899, montra que l'Orge assimile directement l'urée. Sawa, en 1900, donne la dose de 0.05 °/₀ comme nuisible pour les Phanérogames. *Lemna* utilise, d'après Hansteen, l'urée en présence de glucose. Hutchinson et Miller ont montré que l'urée est parfaitement assimilée par *Pisum sativum*. D'après Thomson, l'acide urique est assimilé par l'Orge.

---

(1) Cité par Lafar [77]

Parmi les Algues, Brunnthaler [39] constate que l'urée seule est mal utilisée par *Glœothece rupestris ;* l'assimilation devient meilleure, si l'on ajoute du dextrose à l'urée. Brunnthaler constate qu'à la lumière le nitrate d'urée est mieux utilisé que l'urée, avec ou sans sucre, par *Glœothece rupestris*. Nous avons également constaté dans nos cultures que le nitrate d'urée est plus favorable que l'urée. Pfeffer [112] signale l'urée et l'acide urique comme étant susceptibles de fournir de l'azote aux Algues. D'après Lutz [92], l'urée, à la dose de 3.375 gr. pour 1500 cc. de liquide Raulin, permet la culture de *Pleurococcus miniatus* et *Raphidium polymorphum*. Oltmanns [102], après avoir constaté que l'urée ne nourrit pas les Algues, ajoute que l'addition de groupes acides rend ce corps assimilable : c'est ce que nous avons constaté pour le nitrate d'urée. Artari [5] signale que l'urée, à 0.1 °/₀, est un des plus mauvais aliments azotés organiques pour *Chlorella communis ;* l'acide urique est moins favorable encore. Il relate que Chick a trouvé que *Chlorella pyrenoidosa* assimile l'urée et l'acide urique. D'après

---

(1) Cité par Lafar [77].

Bokorny (1), une dose de 0.05 °/o d'urée détermine la formation d'amidon chez *Spirogyra* et de graisse chez des Diatomées. Selon Borge (1), l'urée peut provoquer, chez *Spirogyra fluviatilis*, la formation de rhizoïdes.

Uréthane.

L'uréthane, d'après Raciborski, cité par Lafar [77], n'est pas bon pour *Basidiobolus ranarum*. Bokorny, cité par Oltmanns [102], constata que l'uréthane est assimilé par *Spirogyra*.

Hydantoïne.

D'après Loew et Bokorny (1), ce corps augmente le poids des cultures d'Algues. D'après Raciborski, cité par Lafar [77], l'hydantoïne est mauvais pour *Basidiobolus ranarum*.

Créatine.

Ce corps permet, d'après Loew et Bokorny (1), la multiplication de diverses Algues. D'après Pfeffer [112], c'est une source d'azote peu favorable. Lafar [77] rappelle les travaux de Went et de Raciborski; d'après eux, la créatine est un bon aliment pour *Basidiobolus ranarum*; il n'est assimilé par *Monilia sitophila* qu'en présence d'hydrates de carbone.

Alloxane.

D'après Schreiner (2), l'alloxane, à la dose de 1 à 27 milligr. par litre, stimule la croissance du Froment; une dose de 100 milligr. par litre est toxique. Hutchinson et Miller [69] trouvèrent que ce corps est parfaitement assimilé par le Froment et *Pisum sativum*.

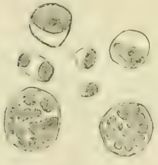


Fig. 13.
Chlorella luteo-viridis Chodat.
Culture en milieu liquide additionné d'allantoïne (1 °/o).
Culture maintenue à la lumière, après 3 mois

Allantoïne.

En milieu liquide, à la lumière, à la dose de 1 °/o, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est verte et assez forte. A l'obscurité, il n'y a pas eu de croissance. Microscopiquement (fig. 13), les cellules possèdent une seule plastide, verte, nette, à pyrénoïde. Les cellules sporangiales sont assez nombreuses. On n'obtient aucune réaction, ni par l'iode ni par le Soudan III.

Nous n'avons guère trouvé de renseignements sur ce corps. Pfeffer [112] considère cet uréide comme assimilable. D'après Brown (2), l'allantoïne est utilisable pour les embryons de Seigle. L'action de ce corps sur les Algues n'a pas été essayée, à notre connaissance.

---

(1) Cité par O. Richter [119].
(2) Cité par Hutchinson et Miller [69].

Caféine

Pfeffer [112] signale la caféine comme étant un corps peu assimilable. Hutchinson et Miller [69] citent les travaux de Lutz, d'après lequel la caféine n'est pas assimilée par des Phanérogames : *Zea Mays*, *Helianthus annuus*, *Cucurbita maxima*. D'après Sawa, le Céleri n'assimile pas des doses de 0.1 et 0.25 $^0/_0$ de ce corps. D'après Bokorny [33], la dose de 0.5 $^0/_0$ est nuisible aux plantules de Phanérogames ; une dose de 0.1 $^0/_0$ ralentit la germination. D'après le même auteur, *Paramœcium* traité par 0.1 $^0/_0$ de caféine continue à vivre et à se mouvoir pendant quelques jours : le protoplasme est pourtant désorganisé par l'agrandissement des vacuoles qui ne se contractent plus. Les Amibes, les zoospores d'Algues supportent pendant plusieurs jours 0.1 $^0/_0$ de caféine. Chez les Amibes, la caféine agit également sur les vacuoles, leur nombre augmente. Des Myxomycètes traités par la caféine à 0.1 $^0/_0$ présentent un aspect réfringent du protoplasme. Les leucocytes additionnés de 0.5 $^0/_0$ de caféine deviennent granuleux. Kloumann [73] constate qu'il est difficile de séparer le *Bacterium typhi* du *Bact. Coli* par l'emploi de milieux additionnés de caféine; pourtant, il constata que le Bacille typhique est plus résistant que le Coli à la dose de 0.4 $^0/_0$ de caféine.

Arabinose.

D'après Artari [5], l'arabinose à 0.1 $^0/_0$ n'a pas d'action favorable sur la culture de *Chlorella communis* Artari.

L'arabinose, d'après Lindner et Saito [82], ne provoque qu'un maigre développement des Levures. On trouvera dans Pfeffer [112] quelques indications au sujet de l'action biologique des Bactéries sur l'arabinose.

Xylose.

D'après Artari [5], ce sucre n'est pas assimilé par *Chlorella communis*.

Glucosamine.

D'après Jacobsen [70], *Chlorogonium euchlorum* pousse bien à la lumière, mal à l'obscurité, en milieu nutritif minéral additionné de 0.5 p. c. de glucosamine.

Glucose d (dextrose, sucre de raisin) (Pl. II, fig. 5 ; pl. IV, fig. 2).

En milieu liquide, à la dose de 1 $^0/_0$ et à la lumière, la culture devient très forte ; elle a une couleur vert pâle. La même culture maintenue à l'obscurité reste faible et a une teinte jaune. Après trois mois (fig. 14), on observe des cellules à plastide à peu près complètement décolorée, indistincte. La plupart des cellules présentent un contenu granuleux ou renferment des sphères réfringentes de substances huileuses, ainsi que le prouve l'action du Soudan III qui, colore toutes les cellules en rouge. L'iode n'a aucune action.

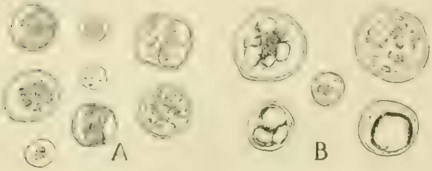


Fig. 14. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.
Cultures en milieu liquide additionné de 1 °/₀ de glucose.
A. Culture maintenue à la lumière, après 3 mois.
B. Culture maintenue à l'obscurité, après 3 mois.

Sur gélose à 1 °/₀ de glucose, après quatorze jours, à la lumière, la culture est forte, humide, d'un vert jaunâtre. Dans le liquide de condensation de la gélose, la culture est jaune et forme dépôt. Les cellules sont granuleuses, la plastide est indistincte, il n'y a pas de pyrénoïde distinct. Par l'iode de nombreux granules cellulaires se colorent en brun acajou : ces granules ont 1 à 1.5 μ, ils sont isolés ou agglomérés en paquets dans la cellule. Après trois mois, la même culture a conservé son fort développement, elle est verte. Microscopiquement, on observe de nombreuses cellules à plastide verte, bien délimitée, unique et pourvue d'un pyrénoïde. Il y a un assez grand nombre de cellules à contenu granuleux. Les formes sporangiales sont assez nombreuses. Le Soudan III colore en rouge un assez grand nombre de cellules; par l'iode, peu de cellules se colorent en brun acajou; il y a de nombreuses cellules dont les plastides se colorent en brun plus ou moins foncé, le pyrénoïde étant bien mis en évidence.

Sur gélose, maintenue à l'obscurité, la culture est forte après quatorze jours, elle est humide et de couleur jaune paille. Les cellules renferment des granules plus ou moins nombreux; la plastide est fragmentée, indistincte; il n'y a pas de pyrénoïde. Par l'iode, on colore en brun acajou beaucoup moins de granulations que pour la culture faite à la lumière. La même culture après trois mois est très forte, d'un vert gai. Les cellules à plastide unique ou fragmentée, sans pyrénoïde, sont parfois bourrées de corps cristalloïdes réfringents. Par le Soudan III, on obtient une coloration rouge dans de nombreuses cellules. L'iode colore un assez grand nombre de cellules en brun plus ou moins clair.

Le glucose, d'après Omelianski et Winogradsky (1), est un bon aliment pour les Bactéries banales de la putréfaction; par contre, il est mauvais et défavorable, d'après Jensen (1), aux Bactéries dénitrifiantes. D'après Bierema [24], le sucre de raisin est un très bon aliment pour les Microbes du sol; associé à l'urée, aux acides urique et hippurique, il permet leur utilisation; il est moins favorable associé à l'asparagine. Herter et ten Broeck [63] ont constaté que *Proteus vulgaris* fermente le dextrose. Le glucose est extrêmement favorable à la croissance et à la production de glycogène chez les Levures, ainsi que le prouva E. Laurent [78]. Lindet [81] trouva que le poids des cultures de Levures obtenu avec le glucose est inférieur à celui obtenu avec le lévulose, pour une même consommation de sucre. Le dextrose favorise la respiration de la Levure : il y a plus d'alcool et de CO^2 formé. Pour *Aspergillus Niger*, *Penicillium glaucum* et *Leuconostoc*, le glucose sert surtout à la fonction respiratoire. Il en est de même pour les embryons d'Orge et de Haricot. D'après Lindner et Saito [82], le glucose est un aliment médiocre pour les Levures, il est rarement assimilé. Le glucose est fermenté, mais non assimilé, par les Levures hautes de brasserie, par *Saccharomyces Ludwigii*, *S. exiguus*, *S. cartillaginosus*, *Schizosaccharomyces Mellacei*, *Sch. pombe* et *Sch. octosporus*.

---

(1) Cité par Lafar [77].

L'action du glucose sur les Algues a fait l'objet de nombreuses recherches. Parmi les Cyanophycées, Brunnthaler [39] signale le dextrose comme le meilleur aliment pour *Glœothece rupestris*, surtout à l'obscurité. Bouilhac (voir Brunnthaler) trouva que le dextrose est favorable à *Nostoc punctiforme*.

D'après Matruchot et Molliard [96], le glucose est le meilleur aliment pour *Stichococcus bacillaris var. major*. Les doses de ce sucre varièrent de 0.03 à 12 °/o ; une des caractéristiques de son action est la dégénérescence huileuse que présentent les cellules. Par suite, l'Algue pâlit, jaunit en présence du glucose. En gélatine glucosée à 3 °/o, l'Algue ne se développe pas au delà de 1 cm. sous la surface de la gélatine. Matruchot et Molliard observèrent que les cellules sont un peu allongées et incurvées ; leur protoplasme est très vacuolisé et présente de nombreuses granulations, le chromatophore est diffus et indistinct. A côté des cellules jaunâtres (dégénérées) on trouve des cellules parfaitement normales. Artari étudia souvent *Stichococcus bacillaris*. En 1901 [10], il signale que le sucre de raisin convient le mieux comme aliment sucré pour cette Algue, qui verdit à l'obscurité en présence de 1 °/o de ce sucre Artari confirme ces faits en 1902 [11], il déclare n'avoir pas obtenu les résultats signalés par Matruchot et Molliard, et n'avoir pas observé dans des milieux additionnés de 1 à 10 °/o de glucose le pâlissement des chromatophores. En 1904 [4], il étudia l'action des fortes concentrations salines sur *Stichococcus bacillaris* : les fortes concentrations de glucose (plus de 10 °/o) ont pour effet de produire l'allongement des cellules. L'addition de glucose favorise le développement de *Stichococcus*, même à l'obscurité, ainsi que le montrent les chiffres suivants :

Milieu sans sucre	9 à 10	millions	de cellules	par centimètre	carré.
Milieu + 2 °/o glucose (lumière) .	21 à 24	»	»	»	»
Milieu + 2 °/o glucose (obscurité).	17 à 19	»	»	»	»

Artari [5] constate que la culture de *Stichococcus* se développe dans des solutions renfermant 20 °/₀ de glucose; une solution de 25 °/₀ de ce sucre n'est plus favorable au développement. Les doses de saccharose limitant la croissance de cette Algue sont voisines de 48 °/₀. Artari [5] signale que le glucose à 1 °/₀ est le meilleur aliment pour *Stichococcus bacillaris*. D'après Adjaroff [3], *Stichococcus minor*, sur gélose-Detmer glucosée à 2 °/₀, voit sa croissance activée; il n'y a pas décoloration des cellules à la lumière. A l'obscurité, il y a ralentissement du développement, il reste pourtant assez fort. « L'obscurité provoque une » diminution dans l'intensité de la teinte chlorophyllienne, intensité » suivie d'un affaiblissement dans le développement... il semble que » la légère décoloration de *Stichococcus minor* dans l'obscurité soit » provoquée, non par le saprophytisme de l'Algue, mais par le manque » de lumière. » L'addition de glucose à la gélatine diminue l'intensité de la liquéfaction de la gélatine par *Stichococcus minor*.

Beijerinck [15] signala le premier que le glucose est bien assimilé par *Chlorella vulgaris* Beijer. Grintzesco [62] étudia la même Algue en culture pure. Il constata que les milieux glucosés (1 °/₀) sont très favorables à *Chlorella vulgaris*, dont la vitalité n'est pas atteinte comme pour *Scenedesmus acutus*. Les cellules sur gélose glucosée mesurent jusque 8 μ de diamètre, alors que les cellules normales ne dépassent pas 6 μ; le pyrénoïde est toujours visible. En gélatine, le glucose active aussi le développement; il n'y a pas de liquéfaction de la gélatine. Dans le vide sur gélose glucosée à 2 p. c., il y a, à la lumière, retard dans le développement. Artari [5] signale que le glucose est le meilleur aliment hydrocarboné pour *Chlorella communis*; la dose optimale est de 2 °/₀. L'addition de 1 °/₀ de glucose aux liquides nutritifs favorise beaucoup l'assimilation des matières azotées organiques, elle se fait moins bien en l'absence de ce sucre. D'après Artari [6], *Chlorella communis* pousse déjà avec 0.005 °/₀ de glucose; une dose de 22 °/₀ arrête la croissance. Pour 8 °/₀ l'activité du développement diminue. Artari a démontré en remplaçant 6 de ces 8 °/₀ par une solution isotonique de SO^4Mg (8 °/₀) que le glucose agit par son pouvoir osmotique pour diminuer l'abondance de la culture à partir d'une dose de 8 °/₀. Par des cultures successives, Artari a obtenu une adaptation meilleure aux solutions concentrées de glucose. D'après Krüger [74], *Chlorella protothecoides* pousse dans les millieux renfermant 20 °/₀ de glucose. Cette Algue a donné avec 1 °/₀ de sucre de raisin des cultures incolores. Le même auteur donne le sucre de raisin comme le meilleur aliment pour *Chlorothecium saccharophilum*, qui le supporte à des doses de 20 et 30 °/₀. Ce sucre est aussi un très bon aliment pour *Prototheca Zopfii* et *P. moriformis*. Pour ces Champignons une dose de 30 °/₀ est peu favorable au développement. Krüger a obtenu des cultures incolores de *Chlorothecium saccharophilum* dans des milieux glucosés de 1 °/₀ additionnés de l'un des corps azotés suivants : peptone 1 °/₀, asparagine 0.5 °/₀, tartrate d'ammoniaque 0.25 °/₀, NO^3NH^4 0.25 °/₀, $SO^4(NH^4)^2$ 0.25 °/₀, NO^3K 0.25 °/₀.

Chick, cité par Artari [5], indique que *Chlorella pyrenoidosa* pousse bien en présence de glucose. Richter [119], rappelant les travaux d'Artari sur *Chlorella* et d'autres Algues, déclare probable l'existence d'une relation entre la limite des concentrations supportées et le poids moléculaire des sucres. Autrement dit, les concentrations limites de divers sucres sont déterminées par leur action osmotique (voir p. 149). On trouve dans les travaux de Beijerinck [15], les premières indications concernant *Scenedesmus acutus*, Meyen. Il a démontré que cette Algue utilise le glucose. Il donne une dose de 5 °/₀, en milieu liquide, comme étant la dose empêchante pour toute culture. En milieu liquide, les Algues supportent une dose de sucre plus forte que sur milieu nutritif solide. Grintzesco [61] étudia également *Scenedesmus acutus*, Meyen. Sur agar glucosé à 1 ou 2 °/₀, on observe au début une culture exubérante, puis au bout de 50 à 60 jours une influence mortelle. « La » division s'arrête, dit-il, et les colonies commencent à changer de » couleur. La teinte vert foncé passe insensiblement au vert jaunâtre, » ou au vert brunâtre et même au brun. Le chromatophore se désor- » ganise, devient granuleux ; le pyrénoïde n'est plus visible que dans » les cellules jeunes ». Enfin, Grintzesco constate qu'en milieux glucosés, cette Algue préfère l'anaérobiose.

Le milieu glucosé additionné de peptone est excellent, ... « le chro- » matophore n'est plus formé d'une seule plaque, et les cellules se » remplissent de granulations dont la plupart sont de petites goutte- » lettes d'huile » ; au bout de quelque temps la culture dégénère. La gélatine glucosée est un très bon milieu, la croissance est vive dès le début. Elle s'arrête quand le milieu est liquéfié, on observe une dégénérescence huileuse de *Scenedesmus*. Sauf au début, l'Algue se trouve dans de mauvaises conditions d'existence. L'addition de 0.5 °/₀ de peptone à la gélatine glucosée est favorable. D'après les expériences de Grintzesco, *Scenedesmus acutus* se développe dans le vide quand il est exposé à la lumière, mais les cultures sont en retard sur les cultures aérobies. Dans le vide, à l'obscurité, les cultures sont à peine visibles ; les cellules sont vert pâle, arrondies, le chromatophore est granuleux, sans pyrénoïde. A la lumière, en milieu aéré, *Scenedesmus acutus*, cultivé dans une solution de 1 °/₀ de glucose, détruit 34 °/₀ de ce sucre. Une lumière vive est défavorable, surtout en milieu glucosé. *Scenedesmus acutus* pousse à la lumière électrique et produit souvent des formes aberrantes énormes. Enfin à l'obscurité, sur gélose glucosée, cette Algue se développe et verdit ; le développement est moindre qu'à la lumière. Artari [4] fit des essais avec *Scenedesmus caudatus*, il trouva que les doses optimales de glucose sont 0.125 °/o et 0.0625 °/o. Il constata qu'avec 10 °/o de glucose, il n'y a plus de croissance des cultures.

D'après Artari [11], *Scenedesmus caudatus* pousse lentement dans de fortes concentrations de sucre de raisin, il se décolore à la lumière dans des solutions renfermant 3 et 5 °/o de ce sucre. La croissance est meilleure, la culture reste verte avec 0.5 °/o de glucose. L'action de diverses concentrations de glucose sur les gonidies de *Xanthoria parietina* (*Chlorococcum infusionum*) fut étudiée par Artari [4,5]; il trouva que les concentrations limitatives de la croissance sont de 18 à 20 °/o et que la croissance diminue beaucoup entre 4 et 5 °/o de glucose. D'après Karsten, cité par Oltmanns [102], *Nitzschia* et *Navicula* pâlissent et se décolorent dans le sucre de raisin. D'après Richter [117], *Nitzschia Palea* et *Navicula minuscula* poussent bien sur les milieux additionnés de sucre de raisin. Meinhold [98] conseille pour *Nitzschia dissipata*, *N. Palea* et *Navicula minuscula* les milieux à base de gélose minérale additionnée de 0.1 °/o de sucre de raisin et de 0.5 °/o d'asparagine. D'après Zumstein [130], *Euglena gracilis* Klebs présente un bon développement dans le milieu de Knop additionné de 2 °/o de dextrose; les cellules sont vertes ou incolores. Zumstein donne la formule de deux milieux, qu'il dit très bons pour *Euglena gracilis*, ils sont composés comme suit :

(1)	Peptone	0.5	(2)	Peptone	1.00
	Sucre de raisin . .	0.5		Sucre de raisin . .	0.40
	Acide citrique. . .	0.2		Acide citrique. . .	0.40
	$SO^4Mg, 7H^2O$ . .	0.02		$SO^4Mg, 7H^2O$ . .	0.05
	PO^4KH^2	0.05		PO^4KH^2	0.05
	Eau	100.00		NO^3NH^4	0.05
				Eau	98.00

Jacobsen [70] signale que *Chlorogonium euchlorum* pousse bien à la lumière en présence de glucose, et qu'une dose de 10 °/o de ce sucre arrête le développement de ce Flagellate. *Polytoma uvella* ne se développe pas en présence de glucose dans les milieux, additionnés ou non de 0.5 °/o de peptone Witte. D'après Massart [95] *Polytoma uvella* peut utiliser le glycose pour sa nutrition hydrocarbonée (production d'amidon). Chodat [44*a*] dit, à propos des cultures de Protococcacées, que « l'addition de glucose amène rapidement une décoloration de » l'Algue et favorise l'accumulation de la graisse ». Nos observations viennent confirmer en tous points cette remarque de Chodat sur l'action du glucose.

Mannose (Pl. IV, fig. 3, 4, 7).

D'après Artari [5], ce corps, à la dose de 1 °/o, n'est pas bon pour le développement de *Chlorella communis* à la lumière et à l'obscurité.

Nous avons constaté que le mannose n'est pas très favorable au développement de *Chlorella luteo-viridis*, tant à la lumière qu'à l'obscurité, qu'il soit additionné ou non de citrate de calcium.

Galactose.

Ce sucre, d'après Bierema [24], favorise l'assimilation des corps azotés par de nombreux microorganismes. Richter [117] a trouvé que le galactose est indifférent pour les Diatomées *Nitzschia Palea* et *Navicula minuscula*. Grintzesco [61] a constaté que *Scenedesmus acutus* assimile le galactose en l'absence d'autres matières organiques ; après un mois de culture, 10 °/o de ce sucre sont détruits par *Scenedesmus*. D'après Andreensen (1) la forme de *Closterium* se modifie dans des solutions de galactose de 2 à 6 °/o. Kruger [74] a obtenu des cultures incolores mais bien développées de *Chlorella protothecoides* en présence de 1 °/o de galactose : les cellules sont riches en huile; le développement est faible pour les cultures de *Chlorothecium saccharophilum*. *Prototheca Zopfii* et *P. moriformis* poussent très bien en présence de galactose (1 °/o). D'après Artari [5], le galactose à 1 °/o est un des meilleurs aliments carbonés pour *Chlorella communis*, il est supporté jusqu'à une concentration de 20 °/o. Pour *Stichococcus bacillaris* la dose limite de cet aliment est de 22 °/o, elle est de 18 °/o pour les gonidies de *Xanthoria parietina*. E. Laurent [78] trouva que la Levure de bière, en présence de 2 à 5 °/o de galactose assimile faiblement ce sucre, sans produire de glycogène.

Lévulose (fructose, sucre de fruits) (Pl. III, fig. 3).

Chlorella luteo-viridis, cultivé à la lumière sur gélose lévulosée à 1 °/o, pousse bien (pl. III, fig. 3).

E. Laurent [78] trouva que le lévulose (2 à 10 °/o) est extrêmement favorable à la croissance et à la production de glycogène. Lindet [81] a démontré que le lévulose préside plus spécialement à la formation de la matière cellulaire.

Bierema [24] constate que pour les Microbes du sol le fructose est moins bon que le sucre de raisin. D'après Lindner et Saito [82], c'est un aliment médiocre pour les Levures, il est rarement assimilé.

---

(1) Cité par Richter [119].

Il est pourtant plus favorable pour les Levures sauvages. *Saccharomyces Ludwigi*, *S. exiguus*, *S. cartilaginosus*, *Schizosaccharomyces Mellacei*, *Sch. pombe* et *Sch. octosporus* fermentent le fructose mais ne l'assimilent pas. Il en est de même pour les Levures hautes de brasserie.

Le lévulose est utilisé par les Algues. Artari [11] a obtenu à l'obscurité, en présence de 1 °/₀ de lévulose additionné à un liquide nutritif, un bon développement de *Stichococcus bacillaris*. D'après Matruchot et Molliard [96], *Stichococcus bacillaris* Näg. *var. major* pousse beaucoup moins bien avec 3 °/₀ de lévulose qu'avec le glucose. Les colonies sont d'un vert jaunâtre. En tube de gélatine droit, la culture ne s'étend pas au delà d'un centimètre de la surface. Microscopiquement, les cellules renferment des granulations nombreuses, des vacuoles, il y a de l'huile; le chromatophore est diffus, indistinct; la couleur des cellules est jaune. Artari [5] a montré que le fructose est un bon aliment, à la lumière et à l'obscurité, pour *Chlorella communis*. La concentration de 20 °/₀ empêche le développement de cette Algue. Le fructose est également bon pour les gonidies de *Xanthoria parietina:* la dose la plus forte supportée est celle de 18 °/₀. Zumstein [130] constate que, pour *Euglena gracilis* Klebs, le lévulose à 2 °/₀ produit un assez mauvais développement à la lumière, on obtient des cellules vertes. D'après Richter [117], le lévulose agit défavorablement sur la culture de *Nitzschia Palea* et de *Navicula minuscula*.

Saccharose (Pl. I, fig. 1, 7).

Sur gélose, à la dose de 2 °/₀, après neuf jours à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est abondante, d'un beau vert foncé, légèrement panachée sur les bords au contact de la gélose. Les cellules (fig. 15 B) ont une plastide indistincte, vert pâle. Elles renferment des vacuoles et des granulations réfringentes plus ou moins volumineuses. Le protoplasme est criblé de trous comme une écumoire. La membrane est peu marquée, parfois un peu ondulée extérieurement. Généralement, il n'y a pas de pyrénoïde, quand il existe, ce qui est rare, il est peu visible. Par l'iode, dans les grandes cellules surtout, on met en évidence des grains se colorant en brun acajou. Les petites cellules ne montrent pas ces granules bruns, bourrés de glycogène.

La même culture après trois mois est très fortement développée. Les cellules (fig. 15, C) renfermant une seule plastide sont peu nombreuses. La plastide est d'un vert pâle, possédant parfois un pyrénoïde. Un certain nombre de cellules à plastide indistincte sont bourrées de granulations plus ou moins réfringentes. Il y a de nombreuses cellules renfermant des gouttelettes d'huile. Les cellules sporangiales sont assez nombreuses. On observe parfois des petites cellules de forme anormale, étirées. L'iode colore un assez grand nombre de cellules, renfermant des granulations, en brun plus ou moins foncé. Par le Soudan III, les cellules de grande dimension se colorent en rouge.

A l'obscurité, sur gélose additionnée de 2 °/₀ de saccharose, la culture est abondante après neuf jours, elle est d'un vert jaunâtre, panachée sur les bords. Les cellules (fig. 15 A), ont une plastide indistincte, vert pâle ; le cytoplasme est granuleux et renferme parfois des grains réfringents. Par l'iode, on colore en brun les granulations réfringentes ; celles-ci sont beaucoup moins abondantes que dans la culture maintenue à la lumière.

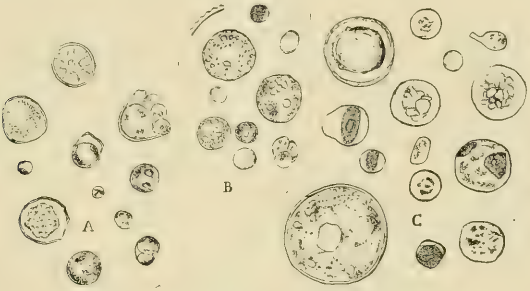


Fig. 15. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.
Cultures sur gélose, additionnée de saccharose 2 °/₀.
A. Culture maintenue à l'obscurité, après 9 jours.
B. Culture maintenue à la lumière, après 9 jours.
C. Culture maintenue à la lumière, après 3 mois.

La même culture après trois mois est d'un vert pâle, très forte. Les cellules ont une plastide, indistincte, fragmentée, sans pyrénoïde ; elles renferment parfois des globules d'huile ou des granules réfringents. Par l'iode, on n'obtient pas de réaction nette ; parfois une cellule prend une teinte brune, mais c'est tout. Un assez grand nombre de cellules se colorent en rose par le Soudan III.

Le saccharose est un des meilleurs aliments hydrocarbonés pour un grand nombre de Microorganismes. Les traités de Bactériologie et de Mycologie sont unanimes sur ce point. Bierema [24] le considère comme très bon pour les Microbes du sol ; il convient très bien seul. Son action est rendue plus parfaite, si on lui adjoint une substance azotée ; parmi les corps organiques, l'asparagine convient parfaitement comme aliment azoté augmentant l'assimilation du saccharose. Pour les Levures, d'après E. Laurent [78], le saccharose est extrêmement favorable à la croissance et à la production de glycogène. Les solutions renfermant 10 à 15 °/₀ de saccharose sont les plus favorables au développement de la Levure de bière et à l'accumulation dans ses cellules de réserves glycogéniques. Les doses de 40 et 50 °/₀ ne permettent qu'une culture très faible ; il n'y a pas de développement de Levure dans les solutions renfermant 60 et plus de saccharose. D'après Nägeli (1) le sucre est le meilleur aliment pour les Champignons.

---

(1) Cité par Lafar [77].

Lindner et Saito [82] distinguent dans le saccharose l'aliment et la substance fermentescible. Ils constatent qu'il est un mauvais aliment pour la croissance et qu'il est très fermentescible. C'est ainsi que d'après eux le saccharose est fermenté mais non assimilé par *Saccharomyces Ludwigii*, *S. exiguus*, *S. cartilaginosus*, *Schizosaccharomyces Mellacei*, *Sch. Pombe*, *Sch. octosporus*. Pour les Levures sauvages le saccharose convient mieux comme aliment que le glucose et le fructose. D'après Herter [63] *Proteus vulgaris* fermente le saccharose. Krüger [74] constata que le saccharose à 3 °/₀ n'est pas favorable au développement de *Prototheca moriformis*. Ce sucre est aussi défavorable à la dose de 1 °/₀ pour *Prototheca Zopfii*.

Parmi les Algues O. Richter [117] constate que le sucre de canne est un très bon aliment pour les Diatomées (*Nitzschia Palea* Kütz). D'après Zumstein [130] *Euglena gracilis* a un mauvais développement dans la solution de Knop additionnée de 2 °/₀ de saccharose : on obtient des cellules vertes ou incolores. Treboux [128] donne le sucre comme un bon aliment pour une vingtaine d'Algues qu'il étudia. Il signale que pour un *Chlamydomonas* l'acétate de potassium s'est montré supérieur au sucre. D'après Massart [95] *Polytoma uvella* peut utiliser le saccharose pour son alimentation hydrocarbonée (production d'amidon). Jacobsen [70] trouva que *Polytoma uvella* ne pousse pas dans l'eau peptonisée, ou non, additionnée de saccharose. Il observa une croissance tres faible de *P. uvella* dans le milieu convenant à la Bactérie des nodosités des Légumineuses, additionné de 2 °/₀ de saccharose. Le même auteur a constaté que *Chlorogonium euchlorum* pousse bien à la lumière en présence de saccharose ; pourtant, l'action de ce sucre semble défavorable. On observe dans les cultures de *C. euchlorum* des cellules irrégulières, anormales, vacuolisées.

D'après Artari [11], *Stichococcus bacillaris* verdit à l'obscurité en présence de 1 °/₀ de sucre de canne. De fortes doses de saccharose agissent sur le chromatophore, qui devient un peu spiralé, phénomène observé par Matruchot et Molliard dans la peptone [96]. Matruchot et Molliard [96] donnent le saccharose comme étant alimentaire pour *Stichococcus* ; en présence de 3 °/₀ de ce sucre, les cellules ont un aspect normal, le leucite est morcelé. Le groupe des sucres du saccharose produit chez *Stichococcus* la dégénérescence granuleuse, jamais huileuse. D'après les travaux d'Artari [5], *Stichococcus bacillaris* supporte des doses de saccharose inférieures à 48 °/₀ ; à la dose de 30 °/₀ il se produit des cultures assez fortes ; au-dessus de cette dose le développement est maigre, les cellules sont décolorées ; dans des solutions renfermant 20 °/₀ de saccharose, cette Algue produit des cellules allongées, dues peut-être à ce que la division cellulaire se ralentit. A la dose de 1 °/₀ le sucre est un très bon aliment pour *Chlorella communis* à la lumière et à l'obscurité [5]. Pour une concentration de 20 °/₀, la quantité de sucre interverti diminue et passe de 2.5 °/₀ à 0.2 °/₀ après un mois.

Krüger [74] a obtenu des cultures incolores de *Chlorothecium saccharophilum* dans des milieux renfermant 1 °/₀ de sucre de canne. Cette Algue pousse encore dans une solution renfermant 30 °/₀ de saccharose. D'après le même auteur, *Chlorella protothecoides* n'assimile pas le saccharose; il en est de même pour *Chlorella pyrenoidosa*, étudiée par Chick et citée par Artari [5].

Beijerinck [15] signala que *Scenedesmus acutus* utilise le sucre de canne en présence de peptone. Grintzesco [61] a montré que le saccharose à 1 °/₀ est assimilé par *Scenedesmus acutus* Meyen et qu'il n'est pas interverti avant d'être assimilé. Il semble être interverti au fur et à mesure qu'il est absorbé par l'Algue. Après quatre mois, Grintzesco a constaté que 5 °/₀ du saccharose fourni sont détruits par *Scenedesmus acutus*. D'après Senn (1), *Cœlastrum reticulatum* supporte 1 à 15 °/₀ de sucre. Artari [5] donne les doses de 38 à 40 °/₀ comme les plus fortes qui soient supportées par l'Algue de *Xanthoria parietina*. D'après Loew et Bokorny (1), *Vaucheria* produit de l'amidon en présence de saccharose à la dose de 20 °/₀. A la dose de 10 °/₀ selon Klebs (1), le sucre de Canne conserve à *Zygnema* sa vitalité à l'obscurité. Enfin Borge (1) signale qu'une solution de 1 °/₀ de sucre peut déterminer chez *Spirogyra fluviatilis* l'apparition de rhizoïdes.

Lactose (Pl. I, fig. 3, 9)

Sur gélose à la lumière, à la dose de 1.5 °/₀, après seize jours, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est assez abondante, verte, étalée, sèche. Les cellules ont ordinairement une seule plastide, bien verte, à bords nets, à pyrénoïde; il y a parfois des cellules vacuolisées. L'iode ne fournit aucune réaction. Sur le même milieu, après trois mois, la culture est restée assez faible, elle est étalée et d'un vert foncé. Les cellules ont une seule plastide (parfois deux), ordinairement nette, d'un beau vert, sans pyrénoïde; la plastide a un aspect réfringent. Par l'iode, on colore la plastide de nombreuses cellules en brun pâle, la réaction est faible. Le Soudan III ne donne pas de réaction.

Sur gélose à l'obscurité, après seize jours, la culture est faible, jaune verdâtre, étalée, sèche. Les cellules sont vacuoleuses, possèdent une plastide vert pâle. L'iode ne donne pas de réaction. La même culture après trois mois est faible, étalée. Les cellules ont tantôt une plastide nette, réfringente, tantôt une plastide diffuse, le contenu cellulaire étant granuleux. Il y a parfois indication d'un pyrénoïde. Le Soudan III ne donne pas de réaction. Par l'iode, de nombreuses cellules prennent une teinte brun pâle.

---

(1) Cité par O. Richter [119].

Le lactose se distingue par son caractère défavorable, et cela, pour beaucoup d'organismes divers. C'est grâce à cette action spéciale qu'il fut utilisé pour la recherche du *Colibacille* [88]. de Freudenreich [58] signala la prédilection du *Bacterium Coli* pour ce sucre. Bierema [24] cite le lactose comme provoquant souvent un bon développement des Microbes du sol lorsqu'il est associé à la leucine ou à la tyrosine; il serait moins favorable en présence de nitrates ou d'asparagine. D'après Herter et ten Broeck [63], *Proteus vulgaris* Hauser laisse intact le sucre de lait. Le lactose est exceptionnellement assimilé par les Levures, selon Lindner et Saito [82]. E. Laurent [78] constate que pour la Levure de bière la croissance est faible et lente en présence du lactose, il se forme du glycogène en abondance. D'après Puriewitsch (1), le lactose est dédaigné par les *Aspergillus*, sauf par *A. pseudoclavatus*.

Artari [10] signale que *Stichococcus bacillaris* verdit à l'obscurité en présence de 1 °/o de sucre de lait. Matruchot et Molliard [96] avaient constaté que le lactose (3 °/o) est favorable à *Stichococcus bacillaris var. major*. Les cellules de cette Algue s'allongent et présentent de la dégénérescence granuleuse en présence de lactose. D'après Artari [5], la concentration limite supportée par *Stichococcus bacillaris* est supérieure à 40 °/o (45 °/o?). Le lactose à 1 °/o, d'après le même auteur, est un très bon aliment carboné pour *Chlorella communis*. La dose de 40 °/o est la dose limite supportée par cette Algue. D'après Chick, cité par Artari, *Chlorella pyrenoidosa* n'assimile pas le lactose. D'après Krüger [74], le lactose est assez bien utilisé par *Chlorella protothecoides*, l'est moins bien par *Chlorothecium saccharophilum*. Ces deux Algues poussent faiblement en présence de 30 °/o de lactose. Ce sucre, à la dose de 1 °/o, est favorable à la croissance de *Prototheca moriformis*, il est mal utilisé par *Prototheca Zopfii*. Pour *Prototheca moriformis*, 30 °/o de lactose provoque un faible développement des cultures. *Scenedesmus acutus* assimile le lactose en l'absence d'autres matières organiques, d'après Grintzesco [61]. Après un mois, cette Algue a détruit 8 °/o du sucre fourni. O. Richter [117] fait remarquer que les milieux au sucre de lait ne paraissent pas favorables au développement de *Navicula minuscula*. Pour une autre Diatomée, *Nitzschia Palea*, le lactose empêche tout développement. D'après Zumstein [130], *Euglena gracilis* manifeste un très bon développement en présence de 2 °/o de lactose; on observe concurremment des formes vertes et incolores de ce Flagellate.

---

(1) Cité par Lafar [77].

Maltose.

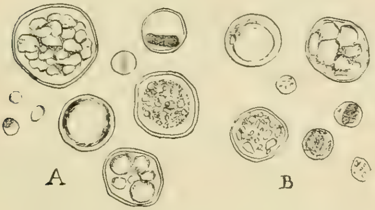


Fig. 16. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat. Culture en milieu liquide additionné de maltose (1 °/₀).
A. Culture maintenue à la lumière, après 3 mois.
B. Culture maintenue à l'obscurité, après 3 mois.

En milieu liquide, à la dose de 1 °/₀ et à la lumière, la culture de *Chorella luteo-viridis* est abondante après trois mois; elle est d'un vert foncé. Les cellules (fig. 16, A) à plastide diffuse, sans pyrénoïde, sont peu nombreuses. La plupart d'entre elles ont un contenu vacuoleux, sans plastide; tantôt renfermant de nombreuses granulations réfringentes, tantôt remplies par une goutte d'huile. Le Soudan III colore de nombreuses cellules en rouge; par l'iode, quelques cellules se colorent en brun pâle.

En milieu liquide à l'obscurité, la culture est faible, d'un vert foncé. Les cellules (fig. 16, B) à plastide vert pâle, décolorée, sans pyrénoïde, renferment souvent des globules d'huile. Le Soudan III colore de nombreuses cellules en rouge. L'iode ne fournit aucune réaction.

Sur gélose, à la dose de 1 °/₀, à la lumière et après onze jours, la culture est verte, légèrement panachée sur les bords. Le contenu cellulaire est granuleux; la plastide est fragmentée, vert pâle, peu nette; des grains réfringents plus ou moins gros remplissent la cellule. Il n'y a pas de pyrénoïde différencié. Les granulations se colorent en brun par l'iode. La même culture après trois mois est fortement développée, verte. Les cellules renferment, soit une seule plastide, verte, à bords nets; soit une plastide fragmentée ou de nombreuses granulations réfringentes, l'ensemble ayant une teinte vert pâle. Un pyrénoïde n'existe que dans les petites cellules possédant une plastide colorée en vert. La membrane est parfois forte. Rarement on observe des cellules piriformes. Le Soudan III colore en rose de très rares cellules; par l'iode, on colore en brun clair un assez grand nombre de cellules.

Sur gélose à l'obscurité, après onze jours, la culture est moins abondante qu'à la lumière; elle est jaune, légèrement verte. Les cellules ont un contenu granuleux, vacuoleux, incolore, il n'y a pas de pyrénoïde. Par l'iode un certain nombre de cellules montrent des granulations brunes. La même culture, après trois mois, est forte, verte. Les cellules à plastide incolore, mal définie, présentent des granulations, un pyrénoïde bien défini manque. Le Soudan III ne donne pas de réaction. Quelques cellules se colorent en brun plus ou moins clair par l'iode, la réaction n'est pas nette.

D'après Bierema [24], le maltose s'est montré dans quelques cas comme un des meilleurs aliments pour les Microbes du sol. En général, il est favorable, employé seul ou avec d'autres corps nutritifs. D'après E. Laurent [78], le maltose est très fortement assimilé par la Levure de bière, il détermine une abondante production de glycogène. Le maltose doit être considéré comme extrêmement favorable. Les doses de 10 à 25 % permettent une croissance vigoureuse, qui s'atténue pour des concentrations supérieures. Une dose de 60 % arrête tout développement. Le maltose serait directement assimilé par la Levure. Lindner et Saito [82] constatent que le maltose, à quelques exceptions près, est fortement assimilé. *Saccharomyces Ludwigii, S. exiguus, Saccharomycopsis capsularis* et un *Zygosaccharomyces* n'assimilent que le maltose. D'après Krüger [74], le maltose est un aliment pour *Prototheca Zopfii* et pour *Prototheca moriformis*. D'après Beijerinck [16], *Scenedesmus acutus* pâlit sur gélatine au malt additionnée de 12 % de maltose. Les cellules sont sphériques, plus grandes que les cellules ordinaires. Il y a de l'amidon localisé au centre de l'Algue, le chromatophore pâlit et la cellule se décolore. Grintzesco [61], étudiant la même Algue, conclut à l'assimilation du maltose; après un mois, 5 % de ce sucre sont détruits par *Scenedesmus acutus* Meyen. Beijerinck [15] trouva que le maltose est bien assimilé par *Chlorella vulgaris*. Krüger [74] donne le maltose comme bien assimilé par *Chlorella protothecoides*, moins par *Chlorothecium saccharophilum*. D'après Artari [5], le maltose à 1 % est un bon aliment à la lumière et à l'obscurité pour *Chlorella communis*. *Stichococcus bacillaris* verdit à l'obscurité en liquide nutritif additionné de 1 % de maltose d'après Artari [10]. Matruchot et Molliard [96] ont montré que le maltose est bien utilisé par *Stichococcus bacillaris var. major*. A la dose de 3 %, les cellules obtenues en culture ont un aspect à peu près normal, le leucite est morcelé. *Chlorogonium euchlorum*, d'après Jacobsen [70], pousse bien à la lumière et mal à l'obscurité en présence de maltose. Ce sucre est bon pour *Nostoc punctiforme*, d'après Bouilhac (1). *Closterium* présente des variations de forme en présence de maltose à la dose de 2 à 6 ‰, d'après Andreensen (1). Richter [117] donne le maltose comme corps défavorable pour les Diatomées : *Nitzschia Palea* et *Navicula minuscula*. D'après Zumstein [130], le maltose à 2 ‰, additionné au liquide nutritif de Knop, est très favorable au développement de *Euglena gracilis* Klebs; les cellules sont vertes ou incolores sur ce milieu.

Raffinose (Pl. II, fig. 17).

En milieu liquide, à la lumière, à la dose de 1 %, la croissance est assez faible, la culture est verte. A l'obscurité, la culture est d'un vert pâle, un peu moins abondante qu'à la lumière. Les cellules ont une plastide diffuse, vert pâle, sans pyrénoïde. Le contenu cellulaire finement granulé, présente parfois de petits grains réfringents. Ni l'iode, ni le Soudan III ne donnent de réaction colorante.

---

(1) Cité par Richter [119].

Sucre peu favorable. Lindner et Saito [82] indiquent, que pour diverses levures le raffinose ne donne qu'un maigre développement. Zumstein [130] donne le raffinose à la dose de 2 %, seul ou additionné à du liquide nutritif de Knop, comme un très bon aliment pour *Euglena gracilis;* il se produit en présence de ce sucre des cellules vertes et incolores. D'après Artari [5], ce sucre, à la dose de 1 % est bien assimilé à la lumière et à l'obscurité par *Chlorella communis.*

Rhamnose.

D'après Artari [5], ce corps n'est pas assimilé par *Chlorella communis.*

Amidon.

Cet hydrate de carbone est plus ou moins favorable pour les Bactéries et les Champignons [24, 77, 78]. D'après Bouilhac, cité par Richter [119], l'amidon est utilisé à l'obscurité par *Nostoc punctiforme.* Matruchot et Molliard [96] le citent comme étant un mauvais aliment pour *Stichococcus bacillaris* Näg. *var. major;* les colonies restent petites en gélatine-amidon. Les cellules provenant des cultures sur amidon sont énormes, déformées; le chroplaste est flou; le protoplasme spumeux. D'après Zumstein [130], l'amidon produit un mauvais développement de *Euglena gracilis* Klebs, qui se présente sous forme de cellules décolorées. Sur tranches de Pomme de terre, les cultures sont assez bonnes et les Euglènes sont vertes.

Lichénine.

Chlorella luteo-viridis n'a pas montré de développement en milieu liquide à la dose de 1 %, à la lumière et à l'obscurité.

D'après E. Laurent [78], la lichénine est très peu favorable à la Levure de bière.

Inuline.

En milieu liquide, à la lumière et à la dose de 1 %, la croissance de *Chlorella luteo-viridis* a été très faible; la culture est verte. Cette culture était contaminée par une Moisissure, les résultats n'en doivent être admis que sous réserves. En milieu liquide, à l'obscurité, la culture reste faible ; elle est d'un vert pâle. Les cellules ont une plastide unique ou fragmentée, vert pâle ou décolorée, diffuse, sans pyrénoïde. Un certain nombre de cellules ont un contenu granuleux, il en est qui renferment des globules d'huile. On n'obtient pas de coloration par l'iode ; le Soudan III colore un assez grand nombre de cellules en rouge.

D'après Artari [10], *Stichococcus bacillaris* verdit à l'obscurité en présence de 1 % d'inuline. Matruchot et Molliard [96] donnent l'inuline à la dose de 3 % comme un aliment de faible valeur pour *Stichococcus bacillaris*. Krüger [74] la considère (à la dose de 1 %) comme sans valeur pour *Chlorella protothecoides*, *Chlorothecium saccharophilum*, *Prototheca Zopfii* et *P. moriformis*. D'après Artari [5], l'inuline à 1 % est un assez bon aliment carboné à la lumière et à l'obscurité pour *Chlorella communis*. D'après Richter [117], l'inuline est utilisable par les Diatomées *Nitzschia Palea* et *Navicula minuscula*.

Glycogène.

Zumstein [130] donne le glycogène à 1 % comme déterminant un mauvais développement de *Euglena gracilis*. On obtient des cellules incolores. D'après E. Laurent [78], à la dose de 2 %, la Levure de bière assimile activement ce corps avec formation de glycogène.

Dextrine (Pl. IV, fig. 1).

En milieu liquide, à la dose de 1 % et à la lumière, la culture de *Chlorella luteoviridis* est forte, verte. Les cellules (fig. 17, A), ont une plastide unique (rarement plusieurs), bien délimitée, verte, à pyrénoïde bien marqué, pouvant atteindre jusqu'à 1 μ en longueur (fig. 17, B). Par l'iode, de nombreuses cellules présentent une coloration brun clair ; le Soudan III ne donne pas de réaction.

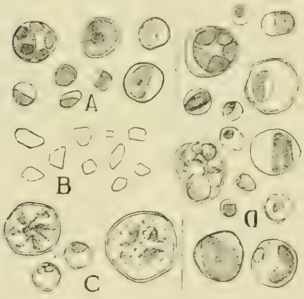


Fig. 17. *Chlorella luteo-viridis* Chodat. Culture additionnée de dextrine (1 %).

A. Culture en milieu liquide, à la lumière, après 3 mois.
B. Idem. formes diverses du cristal du pyrénoïde. Gross^t 1250 fois environ.
C. Culture en milieu liquide, à l'obscurité, après 3 mois.
D. Culture sur gélose, à la lumière, après 3 mois.

La même culture à l'obscurité reste toujours très faible, d'un vert pâle. Les cellules (fig. 17, C) à plastide vert pâle, spongieuses, n'ont pas de pyrénoïde. Les cellules sont remplies de granulations, certaines renferment de l'huile. Le protoplaste est ramassé en boule dans la cellule. L'iode n'a aucune action ; des cellules assez nombreuses se colorent en rouge par le Soudan III.

Sur gélose, à la dose de 1 % à la lumière, après neuf jours, la culture est assez abondante, d'un beau vert, étalée, humide. Les cellules ont une plastide de grande dimension, nette, à pyrénoïde, parfois il y a des vacuoles. L'iode ne donne aucune réaction.

La même culture après trois mois est verte. Les cellules (fig. 17, D) ont généralement une seule plastide, nette, verte, souvent grande, possédant parfois un pyrénoïde. Les cellules (les plus nombreuses) qui ne présentent pas de pyrénoïde ont un aspect réfringent, elles se colorent en brun par l'iode ; il y a donc du glycogène formé ; les cellules possédant un pyrénoïde ne se colorent pas. Aucune réaction avec le Soudan III.

Sur gélose, maintenue à l'obscurité, la culture après neuf jours, est moins abondante qu'à la lumière. Elle est d'un vert jaunâtre, étalée, humide. Les cellules ont une plastide nette, verte. L'iode ne donne pas de réaction.

La même culture après trois mois, est faible, d'un vert pâle. Microscopiquement, les cellules ont une seule plastide, un peu sphérique, verte, nette, possédant parfois un pyrénoïde. Le Soudan III ne donne pas de réaction. L'iode colore de nombreuses cellules en brun acajou.

La dextrine est dans beaucoup de cas un très bon aliment pour les Microbes du sol, ainsi que l'écrit Bierema [24]. E. Laurent [78] signale que la Levure de bière « peut se développer dans les solutions » de dextrine, mais elle est incapable d'y provoquer une fermentation » alcoolique ». E. Laurent signale que des auteurs avaient avant lui affirmé la transformation des dextrines en alcool. Lindner et Saito [82], plus récemment, ont fourni de nouvelles données au sujet de l'action des Levures sur la dextrine. Ils constatent qu'elle est assimilée à divers degrés, mais surtout par les Mycodermes, Torula et les Levures roses. Les Levures de distillerie font fermenter la dextrine mais ne l'assimilent pas.

La dextrine est un sucre qui fut peu étudié au point de vue de son action sur les Algues. Krüger [74] signale que *Chlorella protothecoides* et *Chlorothecium saccharophilum* assimilent la dextrine. Le développement de ces Algues est ralenti par une dose de 30 °/₀. La dextrine est peu favorable à *Prototheca Zopfii*, elle est mieux utilisée par *Prototheca moriformis*. Matruchot et Molliard [96] la citent comme étant un bon aliment pour *Stichococcus bacillaris var. major;* l'action de ce corps à la dose de 3 °/₀ détermine dans la plastide de *Stichococcus* des modifications profondes, des découpures; il se produit des granules et de l'huile.

Gomme arabique (Pl. III, fig. 2, 6).

A la dose de 1 °/₀ en milieu liquide et à la lumière, la culture de *Chlorella luteoviridis* est assez abondante, verte, formant dépôt. Microscopiquement (fig. 18, A), on observe : d'une part, un certain nombre de cellules à plastide unique, plus ou moins nette, verte, pourvue d'un pyrénoïde ; d'autre part, de nombreuses cellules à contenu incolore, granuleux, sans pyrénoïde ; les granules se colorent très fortement par le Soudan III.

A côté de ces cellules il en est qui sont énormes, à contenu granuleux d'un vert pâle, sans que l'on puisse distinguer la structure cellulaire. Ces cellules mesurent 30×32 μ jusqu'à 49.5×58 μ ; l'épaisseur de la membrane atteint 2.15 μ. Ces cellules se colorent en rose par le Soudan III et en brun acajou par l'iode. Les cellules vertes (petites) traitées par l'iode présentent une réaction brun foncé ou brun acajou.

La même culture, maintenue à l'obscurité, pousse très faiblement ; elle a une teinte vert-jaune. Microscopiquement (fig. 18, B), les cellules ont une plastide vert pâle, unique ou fragmentée, à pyrénoïde (?) ; le plus souvent le contenu cellulaire est réfringent et formé par des matières grasses. On ne rencontre plus ici les formes remarquables signalées plus haut. L'iode ne donne aucune réaction ; le Soudan III colore un assez petit nombre de cellules en rouge.

Sur gélose, à la dose de 1 °/₀ et à la lumière, la culture est assez forte, d'un vert foncé. Les cellules (fig. 18, C) à plastide peu nette, ordinairement unique, vert pâle, sans pyrénoïde, ont un contenu granuleux. Les formes de multiplication sporangiale sont peu nombreuses. Le Soudan III ne donne aucune coloration. Par l'iode, on obtient (fig. 18, C, a, b) une coloration brune intense des granulations dans de nombreuses cellules. Ici, mais moins qu'en milieu liquide, on constate à nouveau la production de cellules énormes pouvant atteindre jusque 18.5 μ de diamètre.

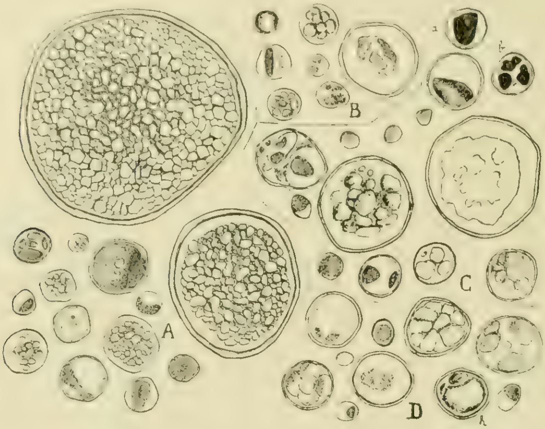


Fig. 18. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.
Cultures additionnées de gomme arabique 1 °/₀.

A. Culture en milieu liquide, à la lumière, après 3 mois,
B. Culture en milieu liquide, à l'obscurité, après 3 mois.
C. Culture sur gélose, à la lumière, après 3 mois. — *a*, *b*, cellules colorées par l'iode.
D. Culture sur gélose, à l'obscurité, après 3 mois.

La même culture, maintenue à l'obscurité, est assez forte, vert pâle. Les cellules (fig. 18, D) à plastide pâle, peu nette, fragmentée, n'ont pas de pyrénoïde. Les cellules renfermant des globules de graisse sont assez nombreuses. Il y a de nombreuses cellules mortes, à contenu incolore. Il y a peu de cellules sporangiales ; la membrane est bien marquée. On n'obtient pas de réaction avec l'iode. De très nombreuses cellules se colorent en rouge par le Soudan III.

Matruchot et Molliard [96] signalent que la gomme arabique peut servir d'aliment à *Stichococcus*. Il n'existe guère d'autres renseignements pour l'action des gommes sur les Algues. D'après ce que nous avons constaté, il serait intéressant d'étudier l'action de ces corps, qui déterminent chez *Chlorella luteo-viridis* des modifications très spéciales au point de vue morphologique.

Gomme mastic.

Ce corps n'a pas été utilisé par *Chlorella luteo-viridis* à la lumière en milieu liquide et à la dose de 1 °/₀. A l'obscurité en milieu liquide une culture s'est faite, elle a poussé très lentement, la culture est assez faible et verte. Les cellules (fig. 19, C), possèdent rarement une plastide verte, petite ; il n'y a pas de pyrénoïde. Le contenu cellulaire est ordinairement granuleux et présente le plus souvent des grains réfringents formé par une matière grasse. La membrane est bien formée, et à double contour. L'iode ne donne aucune réaction, tandis que de nombreuses cellules se colorent en rouge par le Soudan III.

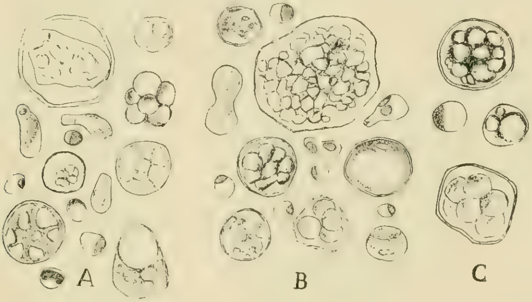


Fig. 19. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.
Cultures additionnées de 1 °/₀ de gomme mastic.
A. Culture sur gélose, maintenue à la lumière, après 3 mois.
B. Culture sur gélose, maintenue à l'obscurité, après 3 mois.
C. Culture en milieu liquide, maintenue à l'obscurité, après 3 mois.

Sur gélose, à la lumière, à la dose de 1 °/₀, la gomme mastic permet un développement faible ; la culture est verte et sèche. Les cellules (fig. 19, A) ont une plastide vert pâle, peu nette, sans pyrénoïde. On observe souvent des cellules vacuoleuses ou remplies de granulations réfringentes ; la membrane est plutôt épaisse. Les cellules sporangiales sont assez nombreuses. Il y a parfois des formes cellulaires aberrantes, piriformes, allongées. L'iode colore en brun plus ou moins foncé un petit nombre de granulations cellulaires. De nombreuses cellules se colorent en rose ou en rouge par le Soudan III.

La même culture maintenue à l'obscurité est faible, granuleuse. Les cellules (fig. 19, B) n'ont pas de plastide nette, celle-ci est vert pâle. Le contenu cellulaire est granuleux ou à grandes vacuoles, il renferme des globules huileux très réfringents. Les formes sporangiales sont peu abondantes. Il y a un certain nombre de cellules de forme anormale. Il faut remarquer dans cette culture, comme dans la précédente, la grandeur que peuvent atteindre les cellules ; elle peut dépasser 20 μ en diamètre.

Gomme sandaraque.

En milieu liquide à la dose de 1 °/₀ la croissance de *Chlorella luteo-viridis* est très faible ; ce corps semble peu favorable, à la lumière. A l'obscurité on ne constate aucune croissance.

Gomme adragante (Pl. I, fig. 15 ; pl. II, fig. 9).

En milieu liquide, à la lumière et à la dose de 1 °/₀ la culture de *Chlorella luteo-viridis* devient assez forte et verte. A l'obscurité l'intensité de la croissance est moindre, la culture est vert-jaune. Microscopiquement (fig. 20, B) les cellules ont une plastide incolore, fragmentée, sans netteté et sans pyrénoïde. La plupart des cellules sont remplies de granulations réfringentes ou de globules d'huile. L'iode ne donne pas de réaction. Le Soudan III colore en rouge de nombreuses cellules.

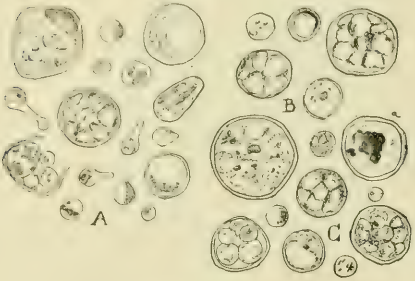


Fig. 20. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.
Milieux additionnés de 1 °/₀ de gomme adragante.
A. Gélose maintenue à l'obscurité, après 3 mois.
B. Milieu liquide, maintenu à l'obscurité, après 3 mois.
C. Gélose, maintenue à la lumière, après 3 mois.
a cellule colorée par l'iode.

Sur gélose, à la lumière, à la dose de 1 °/₀, après trois mois, la culture est assez faible. Les cellules (fig. 20, C), pouvant atteindre jusque 25 μ en diamètre, ont une plastide granuleuse, vert pâle, sans pyrénoïde et mal délimitée. Elles sont souvent vacuoleuses à contenu granuleux ou huileux. La membrane est assez épaisse. Par l'iode on obtient une coloration brun foncé des granulations des grandes cellules (fig. 20, C, *a*). Le Soudan III colore en rose un assez grand nombre de cellules.

La même culture, trois mois après, présente des différences assez sensibles et qui méritent d'être notées. Le développement est assez fort, la culture est verte. Microscopiquement, les cellules ont conservé leurs grandes dimensions, elles présentent souvent une plastide verte ou fragmentée, à contours nets ; elles sont pourvus d'un pyrénoïde. Il y a de nombreuses cellules à contenu formé de grosses granulations réfringentes (graisse). Il y a parfois des vacuoles. Par l'iode, un assez grand nombre de cellules se colorent en brun-noir; pour certaines d'entre elles on constate nettement une coloration brune diffuse entre les grains colorés en noir. De nombreuses cellules, traitées par le Soudan III, se colorent en rouge.

La culture sur gélose, maintenue à l'obscurité, est assez fortement développée, elle est verte. Les cellules (fig. 20, A) à plastide peu nette, vert pâle, sans pyrénoïde, sont souvent vacuoleuses. Un assez grand nombre de cellules renferment de l'huile. Les cellules sporangiales sont assez nombreuses. Il y a peu de cellules de forme anormale, allongée, étirée. Quelques rares cellules se colorent en brun (granulations) par l'iode. Le Soudan III colore d'assez nombreuses cellules en rouge.

Antipyrine (Pl. I, fig. 17 ; pl. II, fig, 11 ; pl. III, fig. 4, 7).

En milieu liquide, à la dose de 1 °/₀ à la lumière et à l'obscurité le développement de *Chlorella luteo-viridis* reste très faible, ce corps ne semble pas favorable. A la lumière après trois mois, il n'y a plus trace de culture, tandis qu'à l'obscurité le développement reste maigre. Microscopiquement, les cellules à plastide verte, sans netteté, sont dépourvues de pyrénoïde, le contenu cellulaire est granuleux et renferme des grains brillants et de l'huile. La membrane est assez marquée. L'iode ne donne aucune réaction. De nombreuses cellules se colorent en rouge par le Soudan III.

Sur gélose, à la dose de 1 °/₀ et à la lumière, la culture est faible, vert pâle. Les cellules ont une ou deux plastides à bords nets, petites; elles sont tantôt remplies de petites granulations, tantôt renferment des gros grains réfringents. Il n'y a pas de pyrénoïde. La membrane est assez épaisse, le chromatophore, souvent ramassé en boule, occupe le centre de la cellule. Il y a peu de cellules sporangiales. Le Soudan III ne donne aucune réaction. Par l'iode toutes les cellules se colorent en brun rougeâtre; cette coloration semble due à l'antipyrine, on ne peut en tous cas pas la considérer comme produite par le glycogène, la coloration ne disparaissant pas après chauffage.

La même culture, conservée à l'obscurité, a une croissance très faible. Les cellules ont une plastide diffuse, vert pâle, sans pyrénoïde. Elles renferment de petites granulations et parfois de l'huile. La membrane est assez marquée; il y a de petites cellules de forme anormale allongée. L'iode ne donne pas de réaction du glycogène; de nombreuses cellules sont colorées en rose par le Soudan III.

Pfeffer [112] constate que l'antipyrine peut être absorbée par les plantes sans qu'il y ait nuisance. D'après Sawa (2), l'antipyrine à la dose de 0.1 à 0.25 °/₀ est nocive pour le Céleri. Bokorny [33] indique la dose de 0.1 °/₀ comme indifférente pour des Infusoires. La dose de 1 °/₀ agit sur *Paramœcium :* le corps devient sphérique, spumeux, se vacuolise, le plasma devient réfringent. Après deux heures d'action, les mouvements de *Paramœcium* sont arrêtés. La dose de 1 °/₀ agit sur la majorité des Infusoires au bout de cinq minutes pour arrêter leurs mouvements. *Spirogyra* résiste à l'action de l'antipyrine. A la dose de 1 °/₀, *Spirogyra* et *Vaucheria* ne sont pas modifiés pendant les cinq premières minutes. Plus tard *Spirogyra* présente la formation de granules d'agrégation que Bokorny étudia assez spécialement. La teinte des Algues devient plus foncée. Enfin Bokorny signale que les plantules de Phanérogames sont tuées par 0.5 °/₀ d'antipyrine.

Aniline et **Chlorhydrate d'Aniline**.

En présence de ces corps nous n'avons obtenu aucune culture de *Chlorella luteoviridis*.

D'après Czapek (1), en présence de sucre, *Aspergillus niger* utilise l'aniline. Pfeffer [112] donne l'aniline et les couleurs d'aniline comme inutilisables; ces corps ont une action vénéneuse. C'est ce que confirme Lutz (2) pour *Zea Maïs* et pour *Cucurbita maxima*. Bokorny [33] trouva que l'aniline à 0.1 °/₀ est nuisible et tue l'Orge, l'Avoine, la Vesce, les Haricots, les Pois. Cette dose permet une faible germination du

---

(1) Cité par Lafar [77].

(2) Cité par Hutchinson et Miller [69].

Chanvre et du Cresson. La dose de 0.005 °/₀ est nettement nuisible pour l'Orge. Dans le même travail, Bokorny écrit que l'aniline est moins nuisible pour les Algues, c'est ainsi que cette substance à 0.1 °/₀ ne tue pas les Algues et Infusoires au bout de six heures; après quarante-huit heures, les Infusoires sont tués, mais il y a encore des *Conferva* et *Vaucheria* vivantes.

Diphénylamine.

D'après Lutz [89], la diphénylamine à la dose de 0.926 °/₀₀ est toxique pour *Protococcus viridis*, *Mesocarpus pleurocarpus* et pour une Cyanophycée. Il en est de même, d'après Lutz, pour les Phanérogames *Zea Mays et Cucurbita maxima*.

P. Toluidine.

Cette substance n'a permis aucun développement, ni à la lumière ni à l'obscurité. Elle est nuisible pour *Chlorella luteo-viridis*.

Métaphénylènediamine.

Cette substance n'a permis aucun développement ni à la lumière, ni à l'obscurité. Elle est nuisible pour *Chlorella luteo-viridis*.

Benzylamine.

La benzylamine, d'après Lutz [94], n'est pas assimilée par les Phanérogames qu'il étudia. D'après le même auteur [89], en milieu neutralisé par CO^3Ca, la benzylamine, à la dose de 0.716 °/₀₀, est très peu assimilée par *Protococcus viridis* et par *Mesocarpus pleurocarpus*; pas du tout par une Cyanophycée.

Acide sulfanilique.

En milieu liquide il semble qu'il y ait des traces de culture verte de *Chlorella luteo-viridis* à la lumière, de même à l'obscurité.

Benzènesulfonate de Baryum.

A la dose de 1 °/₀ en milieu liquide et à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est assez forte, vert pâle. Après trois mois, les cellules ont une plastide vert pâle, assez nette, à pyrénoïde ; parfois il y a des cellules à granulations incolores, réfringentes. L'iode colore la plastide d'un assez grand nombre de cellules en brun plus ou moins foncé. De nombreuses cellules sont colorées en rouge par le Soudan III.

En milieu liquide à l'obscurité la culture est vert pâle, faiblement développée.

Sur gélose, à la lumière, après trois mois, la culture est vert-jaune et très faiblement développée. Les cellules possèdent une plastide vert pâle, sphérique, diffuse ou des granulations. La membrane est épaisse même pour les petites cellules. Le Soudan III ne donne pas de réaction. L'iode colore en brun clair la plastide d'un assez grand nombre de cellules, la réaction est faible et peu nette.

La même culture, à l'obscurité, est faiblement développée, vert jaune. Les cellules ont une plastide peu nette, ordinairement transformée en une masse granuleuse. Il y a parfois des vacuoles, rarement un pyrénoïde. Il y a peu de cellules sporangiales. Le Soudan III ne provoque pas de réaction. L'iode ne donne pas de réaction brune nette.

Toluènesulfonate de Baryum.

A 1 °/₀, en milieu liquide et à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* devient assez forte, elle est d'un vert pâle. Les cellules ont une plastide unique, verte, nette, pourvue d'un pyrénoïde. Le Soudan III ne donne pas de réaction. L'iode colore la plastide d'un assez grand nombre de cellules en brun plus ou moins foncé.

La même culture, maintenue à l'obscurité, est faible, d'un vert pâle. Elle est dégénérée.

Sur gélose, à la lumière, la culture prend un assez fort développement, elle est vert pâle. A l'obscurité, la culture reste très faible, elle est vert-jaune. Les cellules ont une plastide unique, sans netteté, vert pâle, pourvue d'un pyrénoïde. La membrane est assez forte. Le Soudan III ne donne pas de réaction. L'iode ne donne pas de réaction brune nette.

Toluènesulfonate de Potassium.

En milieu liquide, à la lumière et à la dose de 1 °/₀, la culture est assez forte, d'un vert pâle. Microscopiquement (fig. 21), les cellules de *Chlorella luteo-viridis* ont une seule plastide verte, bien délimitée, à pyrénoïde; la membrane est assez forte. Quelques cellules se colorent en rose par le Soudan III. L'iode colore d'assez nombreuses cellules en brun plus ou moins clair, la réaction n'est pas nette. A l'obscurité, la culture reste très faible, elle est vert-jaune.

Sur gélose à l'obscurité, la culture est faible, d'un vert pâle. Les cellules ont une plastide petite, unique ou fragmentée, ramassée en boule, sans pyrénoïde. La membrane est épaisse. La plastide semble isolée et séparée de la membrane par la rupture du protoplasme. Cet aspect dénote un état pathologique très accentué. On n'obtient pas de coloration par le Soudan III. L'iode colore de nombreuses cellules en brun.

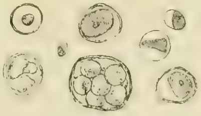


Fig. 21.
Chlorella luteo-viridis Chodat.
Culture en milieu liquide additionné de 1 °/₀ de toluensulfonate de potassium, à la lumière, après 3 mois.

Phénol (Acide phénique)

Ce corps est défavorable, il peut être supporté par les Microorganismes à des doses faibles (1 °/₀₀); il est utilisé pour isoler le Colibacille [88] qui résiste à cette dose, alors que beaucoup de Bactéries sont tuées. D'après Prowazek [113], l'action du phénol sur les Infusoires est très marquée : il est nuisible et les tue. Bokorny [32] signale que le benzol à 0.1 $^{0}/_{0}$ ne tue pas *Spirogyra* au bout de trois jours; dans le phénol à 1 $^{0}/_{00}$, il y a mort instantanée des Algues et des Infusoires. D'après le même auteur, *Spirogyra* pourrait fabriquer de l'amidon en présence de ce corps (voir Richter [119]).

Dihydroxyphénol.

D'après Harvey [68], les mouvements de *Chlamydomonas multifilis* sont arrêtés par une dose de 0.0091 $^{0}/_{00}$ du composé ortho et par une dose de 0.000182 $^{0}/_{00}$ du composé méta.

Thymol.

Ce corps, dont l'action antiseptique est bien connue, ne nous a donné aucun résultat de culture, ni à la lumière ni à l'obscurité, pour *Chlorella luteo-viridis*.

Crésol.

Harvey [68] étudia l'action de ce corps sur *Chlamydomonas multifilis*; il trouva que le pouvoir toxique du paracrésol est plus grand que celui de l'orthocrésol. Le paracrésol arrête les mouvements de *Chlamydomonas* pour une dose de 0.00159 $^{0}/_{00}$, tandis que l'orthocrésol n'est actif qu'à la dose de 0.0031 $^{0}/_{00}$.

Pyrocatéchine.

Ce corps n'a pas permis de culture de *Chlorella luteo-viridis*, ni à la lumière ni à l'obscurité en milieu liquide.

D'après Harvey [68], 0.1 $^{0}/_{0}$ de pyrocatéchine, additionné de 0.009 $^{0}/_{0}$ d'HCl, arrête au bout de dix minutes les mouvements de *Chlamydomonas multifilis*; cette action ne se produit pas, si on ajoute à une solution de 0.08 $^{0}/_{0}$ de pyrocatéchine, 0.007 $^{0}/_{0}$ d'HCl et 0.14 $^{0}/_{0}$ de résorcine. L'association de ces trois poisons semble diminuer leur action nuisible. D'après Bokorny [32], la pyrocatéchine à 0.1 $^{0}/_{0}$ tue les Diatomées et les Infusoires.

Hydroquinone.

L'hydroquinone est nuisible pour tous les organismes. Bokorny [32] constate qu'à la dose de 0.1 et de 0.05 $^{0}/_{0}$ ce corps tue en vingt-quatre heures *Cladophora*, *Spirogyra*, *Conferva*, *Vaucheria* et des Diatomées. D'après Prowazek [113], Löw trouva que les alcools aromatiques, l'hydroquinone entre autres, sont très actifs et tuent les Infusoires. E. Laurent [78] constate que l'hydroquinone à 1 $^{0}/_{0}$ est nuisible et non assimilée par la Levure de bière. On note les mêmes résultats pour le Froment et les Haricots d'après Ciamician et Ravenna [45].

Orcine.

En milieu liquide, à la lumière et à l'obscurité, nous n'avons pas obtenu de culture de *Chlorella luteo-viridis* en présence de ce corps.

Résorcine.

D'après Harvey [68], la résorcine tue *Chlamydomonas multifilis* au bout de plusieurs heures à une dose de 102 pour 100,000; une dose de 121 pour 100,000 tue en 17 minutes et une dose de 254 pour 100,000 tue en 4.8 minutes. L'action toxique de ce corps, d'après les travaux de Harvey, est en rapport direct avec la concentration de la résorcine et du temps nécessaire à son action. Une dose de 0.18 °/₀ de résorcine additionnée de 0.009 °/₀ d'HCl arrête les mouvements de *Chlamydomonas multifilis* au bout de dix minutes. D'après Bokorny [32], la résorcine à 1.3 ou 0.5 °/₀ ne permet aucune culture, même pour les Bactéries. D'après Prowazek [113], la résorcine et d'autres alcools aromatiques à 1 °/₀ sont très actifs et tuent les Infusoires.

Acide pyrogallique (Pyrogallol).

Nous n'avons obtenu aucune culture ni à la lumière ni à l'obscurité avec ce corps pour *Chlorella luteo-viridis*.

D'après Bokorny [32], 0.05 °/₀ d'acide pyrogallique stérilise les cultures microbiennes. Le pyrogallol a une action plus active que la pyrocatéchine sur les Diatomées et les Infusoires.

Alcool benzylique.

Bokorny [32] a trouvé que l'alcool benzylique tue les Algues en vingt-quatre heures. D'après Ciamician et Ravenna [45], ce corps est défavorable au Froment et aux Haricots.

Acide benzoïque

Ce corps n'a permis aucune culture de *Chlorella luteo-viridis* ni à la lumière ni à l'obscurité, en milieu liquide et sur gélose.

D'après Nägeli (1), cet acide pourrait être un aliment pour des Champignons, mais il est peu assimilable, ainsi que l'indique

---

(1) Cité par Lafar [77].

Pfeffer [112]. D'après Bokorny [33], le benzol est plus nuisible à la dose de 0.02 °/o que l'aniline. D'après Massart [95], le benzoate de Na peut servir pour l'alimentation hydrocarbonée de *Polytoma uvella* (formation d'amidon).

Nitrobenzol.

Nous n'avons obtenu que des résultats négatifs pour toutes nos cultures de *Chlorella luteo-viridis*.

Pfeffer [112] donne l'acide nitrobenzoïque comme peu utilisable et non assimilé. Knop et Wolf (1) n'ont obtenu que des résultats négatifs avec ce corps.

Benzamide.

D'après Lutz [92], la benzamide à la dose de 9.7875 gr. pour 1000 cc. de liquide Raulin, neutralisé par CO^3Ca, permet un très maigre développement de *Pleurococcus miniatus* et de *Raphidium polymorphum*.

Acide hippurique.

Cet acide, intéressant à cause de ses rapports avec le glycocolle, a été assez souvent étudié dans son action sur les Microorganismes. Went et Raciborski, cités par Lafar [77], Bierema [24]. Il est tantôt favorable, tantôt défavorable. D'après Pfeffer [112], il est utilisable par les Algues, comme source d'azote. Nous n'avons pas trouvé d'autres renseignements pour l'action de ce corps sur les Algues dans la littérature récente.

Saccharine.

Ce corps n'a pas permis de développement en milieu liquide à la lumière et à l'obscurité pour *Chlorella luteo-viridis*

Acide cinnamique.

Ce corps n'a pas permis de développement de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide, ni à la lumière ni à l'obscurité.

Acide salicylique.

Ce corps n'a pas permis de développement en milieu liquide à la lumière et à l'obscurité. Les cellules restent petites, se décolorent, deviennent réfringentes, les membranes sont épaissies après peu de jours (fig. 22).

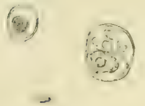


Fig. 22.
Chlorella luteo-viridis Chodat
Culture en milieu liquide additionné de 2 p. c. d'acide salicylique. Culture maintenue à la lumière, après 15 jours.

D'après Ciamician et Ravenna [45], l'aldéhyde salicylique et le salicylate de méthyle sont mal supportés par le Froment et le Haricot. D'après E. Laurent [78], les salicylates d'ammoniaque et de sodium sont nuisibles à la Levure de bière.

---

(1) Cités par Hutchinson et Miller [60].

Acide paroxylenbenzoïque.

Ce corps n'a pas permis de développement de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide à la lumière et à l'obscurité.

Salol.

Ce corps n'a pas permis de développement de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide à la lumière et à l'obscurité.

Tyrosine.

Ce corps est utilisé, d'après Bierema [24], par les Bactéries du sol; il est moins bon que la leucine et il semble favorable aux Moisissures. Galimard, Lacomme et Morel [76] ont réussi à cultiver le *Bacillus pyocyaneus* et le Microbe de la diarrhée verte dans un milieu nutritii additionné de 1 à 2 °/₀ de tyrosine. D'après Went, cité par Lafar [77], la tyrosine peut servir à la fois de source azotée et carbonée pour *Monilia sitophila;* cette substance est sans valeur pour *Aspergillus niger*, d'après Emmerling (cité par Bierema). D'après les expériences de Lutz, citées par Hutchinson et Miller [69], la tyrosine n'est pas utilisée par *Cucumis melo*, elle l'est par *C. vulgaris*. Brown ne constata pas d'assimilation de tyrosine par les embryons de Seigle. D'après Schreiner, 0.01 et 0.001 °/₀ sont très nuisibles pour le Froment. Pfeffer [112] est d'avis que la tyrosine peut servir de source azotée pour les Algues. D'après Brunnthaler [39], *Glæothece rupestris* pousse mieux à l'obscurité qu'à la lumière en présence de la tyrosine, le développement reste pourtant faible. *Diplosphaera Chodati*, étudié par Bialosuknia [22], pousse à la lumière en présence de tyrosine en milieu solide et liquide; à l'obscurité, il n'y a croissance que sur le milieu gélosé. D'après Bokorny, cité par Richter [119], *Spirogyra* forme de l'amidon aux dépens de la tyrosine. Jacobsen [70] n'a pas obtenu de cultures de *Polytoma uvella* avec 0,5 °/₀ de tyrosine.

Acide gallique.

Ce corps n'a pas permis de développement de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide et sur gélose, ni à la lumière, ni à l'obscurité.

Pfeffer [112] constate que ce corps a une valeur alimentaire peu marquée. D'après E. Laurent [78], le gallate d'ammoniaque est nuisible pour la Levure de bière.

Tannin (Acide digallique).

Nous n'avons obtenu aucun développement de *Chlorella luteo-viridis* en présence de ce corps à la dose de 1 °/₀ en milieu liquide et sur gélose, à la lumière et à l'obscurité.

D'après E. Laurent [78], le tannin à 1 °/₀ n'est pas assimilé en solutions, il l'est sur gélatine par la Levure de bière, qui produit du glycogène. Bokorny [32] signale que le tannin à 0.5 °/₀ permet la croissance de Champignons. Cook [51] donne une dose de 0.6 °/₀ de tannin comme limite de concentration permettant le développement de beaucoup de champignons. *Colletotrichum* et *Glœosporium* ne donnent pas de récolte au-dessus de 0.4 °/₀ de tannin. Pfeffer [112] constate que la valeur alimentaire du tannin est très peu marquée ou que ce corps est inassimilable pour les Champignons.

Acide phtalique.

Ce corps n'a pas permis de développement de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide à la lumière et à l'obscurité.

D'après Harvey [68], les mouvements de *Chlamydomonas multifilis* sont arrêtés par 0.0018 °/₀₀ du composé orthophtalique; par 0.00072 de l'acide métaphtalique et par 0.000012 de l'acide paraphtalique. Ces différences d'action des isomères d'un même corps dépendent de la disposition des éléments chimiques, ainsi que l'a démontré Harvey.

Naphtylamine et Chlorhydrate de Naphtylamine.

Ces corps n'ont pas permis de développement de *Chlorella luteo-viridis*, ni en milieu liquide ni sur gélose à la lumière et à l'obscurité.

D'après Lutz [89], ce corps, à la dose de 0.896 °/₀₀, tue *Protococcus viridis*, *Mesocarpus pleurocarpus* et une Cyanophycée. D'après le même auteur (1), le chlorhydrate de naphtylamine n'est pas utilisé par *Cucurbita maxima* et *Zea maïs*. D'après E. Laurent [78], ce corps est nuisible à la Levure de bière.

Bétol.

Ce corps n'a pas permis de développement de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide à la lumière et à l'obscurité.

---

(1) Cité par Hutchinson et Miller [69].

Anthracène (Pl. I, fig. 19; pl II, fig. 13)

En milieu liquide et à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* assez faible après un mois, devient plus intense après trois mois. Un certain nombre de cellules (fig. 23, A) possèdent une plastide nette, verte, à pyrénoïde. Il y a de nombreuses cellules à contenu granuleux, incolore, sans pyrénoïde. La membrane est généralement épaisse (1 μ d'épaisseur). Le Soudan III colore de nombreuses cellules en rouge. L'iode ne donne pas de réaction brune nette.

Sur gélose, à la lumière, la culture est assez forte, sa teinte pâle au début, devient foncée après trois mois. La plastide (fig. 23, B) est vert pâle, peu nette, sans pyrénoïde visible, souvent il y a des granulations dans le cytoplasme. Le Soudan III ne donne pas de réaction. Par l'iode, on obtient une teinte brune dans les cellules.

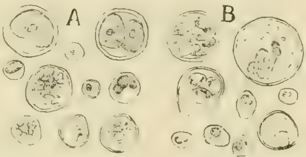


Fig. 23. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat. Cultures additionnées de 1 °/₀ d'anthracène.

A. Culture en milieu liquide, à la lumière, après 3 mois

B. Culture sur gélose, à la lumière, après 3 mois.

Sur le même milieu, à l'obscurité, la culture reste assez faible, elle est vert jaunâtre. Les cellules à plastide diffuse sont remplies de granulations souvent grosses et réfringentes ; le protoplasme est ramassé en sphère ; il n'y a pas de pyrénoïde différencié. La membrane est très marquée. L'iode colore des granulations en brun acajou dans un assez grand nombre de cellules. Il y a peu de cellules se colorant en rose par le Soudan III.

Pyridine.

Ce corps n'a permis aucun développement de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide et sur gélose, à la lumière et à l'obscurité.

D'après E. Laurent [78], ce corps à la dose de 1 °/₀ est nuisible pour la Levure de bière. D'après Lutz [89], la pyridine à la dose de 0.643 °/₀₀ est assimilée, en milieu neutralisé par CO^3Ca, par *Protococcus viridis*, *Mesocarpus pleurocarpus* et une Cyanophycée. D'après le même auteur (1), ce corps n'est pas utilisé par *Zea Maïs* et *Cucurbita maxima*. D'après Schreiner (1) 0.01 °/₀ de pyridine tue, en neuf jours, les plantules de Froment.

Nicotine.

D'après Bokorny [33], la nicotine à 0.1 °/₀ n'est pas nuisible aux Microorganismes. *Cladophora* est tué après vingt-quatre heures ; *Vaucheria* résiste encore après ce temps à la dose de 0.1 °/₀. Une dose de 0.01 °/₀ n'atteint pas la vitalité d'Infusoires et de Diatomées qui gardent leur mobilité ; *Cladophora* et *Vaucheria* supportent très bien cette dose, ils restent en vie. Pour les Phanérogames la dose de 0.1 % ne semble pas avoir d'effets nuisibles.

---

(1) Cité par Hutchinson et Miller [69].

Cocaïne.

Richter [119] signale les travaux de divers auteurs, ils ont constaté que la cocaïne agit sur les éléments sexuels et empêche la fécondation chez des Algues. D'après Comère [50], la cocaïne peut être assimilée directement par *Ulothrix subtilis* et par *Spirogyra crassa*. Lutz [93] a trouvé que la cocaïne, en présence de nitrate ammonique, est utilisable par *Aspergillus niger*, *A. repens*, *Penicillium glaucum*. Le même auteur [89] constate que les alcaloïdes sont impropres à assurer la nutrition azotée des Algues. *Protococcus viridis*, *Mesocarpus pleurocarpus* et une Cyanophycée sont tués par une dose de 1.696 ‰ de cocaïne en milieu de Molish, neutralisé par CO^3Ca. Lutz (1) a aussi obtenu des résultats négatifs pour les Phanérogames.

Morphine (Chlorhydrate de) (Pl. I, fig. 18 ; pl. II, fig. 12).

En milieu liquide, à la dose de 1 % à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* devient assez forte ; vert foncé après trois mois. Les cellules ont une plastide nette, verte, pourvue d'un pyrénoïde. On n'obtient aucune réaction ni avec l'iode ni avec le Soudan III.

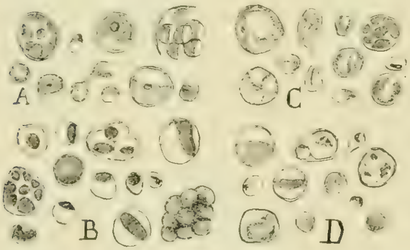


Fig. 24. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat. Cultures sur gélose additionnée de 1 % de morphine.
A. Culture à la lumière, après 16 jours.
B. Culture à la lumière, après 3 mois.
C. Culture à l'obscurité, après 16 jours.
D. Culture à l'obscurité, après 3 mois.

En milieu liquide, à l'obscurité, la culture végète au début, mais finit par disparaître.

Sur gélose, à la lumière, après seize jours, la culture est assez abondante, verte, étalée, humide. Les cellules (fig. 24, A) ont une plastide, bien verte, nette, à pyrénoïde. La membrane est nette. Les petites cellules ont la forme d'une poire. On n'obtient pas de réaction avec l'iode.

Sur le même milieu après trois mois, la culture d'un beau vert foncé est assez fortement développée. Les cellules (fig. 24, B) ont une plastide, verte, nette, d'un beau vert, il n'y a pas de pyrénoïde, rarement on en trouve une faible indication. La membrane est nette. Les formes sporangiales sont rares. Le Soudan III ne donne pas de réaction. L'iode colore, chez un assez petit nombre de cellules, la plastide en brun, les autres cellules restent vertes.

Sur gélose à l'obscurité, la culture est assez abondante après seize jours, d'un vert pâle, étalée, humide. Les cellules (fig. 24, C) ont des plastides d'un vert plus pâle qu'à la lumière; elles sont nettes, pourvues d'un pyrénoïde. Les cellules ont des formes de poire plus accusées que dans la culture à la lumière, on trouve des vacuoles et les plastides forment parfois des bâtonnets rayonnants. L'iode ne donne pas de réaction.

---

(1) Cité par Hutchinson et Miller [69].

La même culture après trois mois est assez forte (moins qu'à la lumière) et verte. Les cellules (fig. 24, D) ont une seule plastide, nette dans la plupart des cas, pas de pyrénoïde. Les cellules sporangiales sont assez nombreuses. On remarque des cellules ovoïdes ou piriformes. On n'obtient pas de réaction avec le Soudan III. L'iode colore en brun acajou quelques cellules.

E. Laurent [78] trouva que la morphine (chlorhydrate), à la dose de 1 °/₀, est nuisible et non assimilée par la Levure de bière. Pfeffer [112] signale la morphine comme étant un corps peu assimilable pour les Phanérogames. Knop, Wolf et Lutz (1) obtinrent des résultats semblables. Prowazek [113] rappelle les travaux de Binz sur certains Infusoires; d'après cet auteur, la morphine n'est pas toxique à la dose de 1 pour 60. D'après Bokorny, cité par Prowazek, la morphine à 0.1 °/₀ est à peine toxique pour les Infusoires. Pascher (2), confirmant des données de Rothert, a montré l'action des narcotiques, et de la morphine en particulier, sur les éléments sexuels et la fécondation, celle-ci peut être empêchée. D'après Lutz [89], la morphine, à la dose de 1.875 °/₀₀ tue *Protococcus viridis*, *Mesocarpus pleurocarpus* et une Cyanophycée. Comère [50] indique que la morphine, et d'autres alcaloïdes, peut être assimilée directement par des Algues : *Ulothrix subtilis* Kütz et *Spirogyra crassa* Kütz. Comère émet l'idée que pour bien faire assimiler les alcaloïdes par les Algues, il convient de ne les introduire que progressivement dans les milieux de culture.

Quinine (Chlorhydrate de).

En milieu liquide, à la lumière, nous n'avons pas obtenu de culture. A l'obscurité, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est toujours restée très faible. Les cellules à plastide indistincte sont fourrées de gros grains réfringents; il n'y a pas de pyrénoïde. La membrane est assez forte. Le Soudan III ne donne pas de réaction. Par l'iode, toutes les cellules sont colorées en brun acajou.

Sur gélose, à la lumière, la culture maigre au début finit par disparaître. A l'obscurité, la culture quoique très faible se maintient, elle est vert pâle, étalée.

Pour ce corps nos expériences montrent que la lumière a une action défavorable sur le développement de *Chlorella luteo-viridis*, la culture quoique faible se fait mieux à l'obscurité pour une dose de 1 °/₀ de chlorhydrate de quinine.

Pfeffer [112], se référant aux expériences de Knop et Wolf, indique

---

(1) Cités par Hutchinson et Miller [69].

(2) Cité par O. Richter [119].

que la quinine n'est pas assimilée par les Phanérogames. Lutz (1) a également obtenu des résultats négatifs. D'après Em. Laurent [78] le chlorhydrate de quinine à 1 °/o n'est pas assimilé par la Levure de bière. D'après Binz, cité par Prowazek [113], la quinine est toxique pour certains Infusoires à 1 pour 10,000. D'après Giemsa et Prowazek (1908) le chlorhydrate de quinine agit différemment sur les Infusoires : c'est ainsi que *Paramœcium* et *Glaucoma* sont très sensibles. *Colpidium* résiste dans des solutions de 1 pour 70,000 de quinine; cet Infusoire peut être habitué à supporter la quinine et arrive à résister à une dose de 1 pour 5300. D'après Sand la quinine diminue l'activité de multiplication de *Stylonychia*. Lutz [89] a montré que la quinine à 0.930 °/oo tue *Protococcus viridis*, *Mesocarpus pleurocarpus* et une Cyanophycée. D'après Comère [50] les sels de quinine sont inassimilables pour *Ulothrix subtilis* Kütz et *Spirogyra crassa* Kütz. Matruchot et Molliard [96] ont constaté que *Stichococcus bacillaris var. major* ne pousse pas dans 0.01 °/o de chlorhydrate de quinine; une dose de 0.001 °/o permet sa croissance, mais celle-ci reste très faible; les cellules ont le leucite morcelé en huit à dix fragments, il s'est formé des granules réfringents, opaques. D'après Brown [38] la quinine est plus antiseptique que ses sels (citrate, sulfate, salicylate); une solution de 0.1 °/o tue le Pneumocoque dans un espace de temps variant de vingt minutes à cinq heures. La quinine détruit des Streptocoques et des Staphylocoques, mais plus lentement que les Pneumocoques.

Atropine.

D'après Comère [50], l'atropine peut être directement assimilée par les Algues (*Ulothrix subtilis* Kütz et *Spirogyra crassa* Kütz). Hutchinson et Miller [69] signalent que Göppert constata que ce corps est sans action sur les végétaux; par contre, Lütz le donne comme mauvais pour des Phanérogames : *Zea Maïs*, *Cucurbita*, *Atropa belladona*. D'après Prowazek [113], citant des travaux de Loeb, l'addition de petites quantités d'alcali (NaOH à 1/1200 ou 1/1600 °/o) allonge le temps de vie d'Infusoires et affaiblit l'action de poisons plasmiques, parmi lesquels l'atropine. Prowazek constate que des acides minéraux (HCl) ou organiques (acide citrique à 1 pour 8000) diminuent la sensibilité de *Colpidium* à l'égard de l'atropine; à la dose de 1 pour 200, après vingt-quatre heures, il y a encore des Infusoires en vie. Au contraire, si on ajoute 1 pour 8000 de CO^3K^2, *Colpidium* est tué en une heure par l'atropine à 1 pour 200. L'action de l'eau de chaux intensifie aussi l'action de ce poison.

---

(1) Cité par Hutchinson et Miller [69].

Glycyrrhizine ammoniacale.

Ce corps n'a pas permis de développement de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide à la lumière et à l'obscurité.

Strychnine.

D'après Comère [50], les sels de strychnine sont toxiques pour *Spirogyra crassa* à la dose de 0.002 °/₀ et pour *Ulothrix subtilis* à la dose de 0.008 °/₀. Ssadikow [125] étudia l'action de ce poison sur les Microbes, certains d'entre eux (*Penicillium glaucum, Mucor, Staphylococcus aureus, B. subtilis*) supportent une dose de 2 °/₀, Prowazek [113] signale que les acides dilués diminuent la sensibilité de *Colpidium* pour une solution de strychnine de 1 pour 200. D'après Hutchinson et Miller [69], le phosphate de strychnine est assimilé par le Haricot.

Résine de benjoin

Nous n'avons observé aucune croissance de *Chlorella luteo-viridis*, ni à la lumière, ni à l'obscurité. Il n'y a pas de données sur ce corps dans la littérature que nous avons consultée.

Gomme laque.

Nous n'avons pas obtenu de résultats avec ce corps pour *Chlorella luteo-viridis*.

Amygdaline.

En milieu liquide et à la lumière, à la dose de 1 °/₀, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est verte et très faible. A l'obscurité, la culture est vert pâle et très faible ; comme cette dernière culture était contaminée par un Champignon, nous ne donnons les résultats suivants que sous réserves. Les cellules ont une plastide verte sans netteté, fragmentée, sans pyrénoïde ; la membrane est assez marquée. On n'obtient pas de réaction ni avec l'iode ni avec le Soudan III.

Czapek (1) donne l'amygdaline comme peu assimilable pour les Organismes inférieurs. Pfeffer (1) signale l'amygdaline comme pouvant servir d'aliment azoté pour certains Champignons. Ciamician et Ravenna [45] pensent, d'après leurs expériences sur le Froment et les Haricots, que l'amygdaline et d'autres glucosides (arbutine, salicine) peuvent être dédoublés et utilisés par la plante. E. Laurent [78] a montré que la Levure de bière assimile l'amygdaline à 2 °/₀ et fabrique du glycogène. Parmi les Algues, Bialosuknia [22] signale que *Diplosphaera Chodati* Bial. ne produit pas d'émulsine, l'amygdaline n'est pas décomposée.

---

(1) Cité par Lafar [77].

Saponine.

En milieu liquide, à la dose de 1 °/₀ et à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* acquiert un fort développement, elle est verte. Les cellules ont une plastide, nette, verte, à pyrénoïde ; il y a parfois plusieurs plastides, elles sont alors fréquemment décolorées ou en voie de décoloration. On observe des cellules à contenu granuleux. Les formes sporangiales sont assez nombreuses. Le Soudan III ne donne aucune réaction. Par l'iode, le pyrénoïde est bien mis en évidence et l'on observe un assez grand nombre de cellules à plastide colorée en brun plus ou moins clair, la réaction n'est donc pas nette.

La même culture maintenue à l'obscurité est verte, faible. Les cellules ont un contenu réfringent, homogène, vert. Rarement la plastide est fragmentée, il n'y a pas de pyrénoïde. Il y a parfois des cellules à contenu granuleux. Les cellules de forme anormale sont assez fréquentes. Aucune réaction avec l'iode. Le Soudan III colore quelques cellules en rouge et d'assez nombreuses cellules en rose.

Sur gélose à la lumière, à la dose de 1 °/₀, après quatorze jours, la culture est assez faible, verte, sèche, étalée. Les cellules ont une plastide, rarement plusieurs rayonnantes, les contours sont nets ; il n'y a pas de pyrénoïde ou bien il est peu marqué. La membrane est assez épaisse. Aucune réaction avec l'iode. La même culture après trois mois est assez forte, verte, étalée. Les cellules (fig. 25) ont une plastide verte, nette, souvent grande, parfois deux ou plusieurs plastides. Le pyrénoïde n'est pas net, il a souvent disparu et sa place est indiquée par un espace plus clair. Les cellules sporangiales sont assez nombreuses. Quelques cellules ont la paroi épaissie irrégulièrement, ce qui donne un aspect de roue dentée aux contours cellulaires. Il y a quelques cellules allongées en forme de poire. Le Soudan III ne donne aucune réaction. Par l'iode, on observe la coloration brune des plastides de nombreuses cellules.

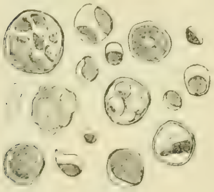


Fig. 25.
Chlorella luteo-viridis Chodat.
Culture sur gélose additionnée de saponine (1 °/₀).
Culture maintenue à la lumière, après 3 mois.

Sur gélose, à l'obscurité, après quatorze jours, la culture est moins abondante qu'à la lumière, elle est vert jaunâtre, étalée, humide. Les cellules ont une plastide, d'un vert plus pâle qu'à la lumière, assez nette. Il y a parfois de grandes vacuoles dans la cellule. L'iode ne donne aucune réaction. La même culture après trois mois est faible, d'un vert pâle. Les cellules ont une plastide peu nette, vert pâle, parfois fragmentée et présentant alors des aspects fusiformes, réfringents. Il n'y a pas de pyrénoïde. La membrane est très marquée. Le Soudan III ne donne pas de réaction ; par l'iode, la plastide de nombreuses cellules se colore en brun.

Les seuls renseignements que nous ayons pu recueillir sur l'action de la saponine nous sont fournis par Prowazek [113]. La saponine agit comme dissolvant des tissus (action sur les lipoïdes). C'est ainsi que ce corps provoque l'émulsion du protoplasme de *Colpidium*, il y a sortie des vacuoles et la membrane, reste seule, vidée. Nos recherches montrent que la saponine peut être utilisée par les Algues. E. Laurent [78] ne constata pas d'action de la saponine sur la Levure de bière.

Salicine.

Nous n'avons obtenu que des résultats négatifs avec ce corps pour *Chlorella luteo-viridis*.

D'après Pfeffer [112], la salicine peut être utilisée par des Champignons. Ciamician et Ravenna [45] la citent comme pouvant être utilisée par des Phanérogames. E. Laurent [78] constate que la salicine à 2 °/₀ est assimilée par la Levure de bière avec formation de glycogène. D'après Massart [95], la salicine peut être utilisée par *Polytoma uvella* pour son alimentation hydrocarbonée (production d'amidon).

Quercitrine.

A la dose de 1 °/₀ nous n'avons observé aucune croissance de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide, ni à la lumière, ni à l'obscurité.

E. Laurent [78] a trouvé que la quercite est assimilée par la Levure de bière avec production de glycogène, cela pour des doses de 1 à 5 et 10 °/₀.

Albumine de l'œuf.

Nous n'avons observé que les cultures de *Chlorella luteo-viridis* à l'obscurité; à la dose de 1 °/₀ en milieu liquide la culture reste très faible, elle est d'un vert pâle. Les cellules ont une plastide vert pâle, plus ou moins nette ou granuleuse, sans pyrénoïde. La membrane est bien marquée. Le contenu cellulaire est le plus souvent granuleux. L'iode provoque une légère teinte brune des plastides; le Soudan III n'a pas d'action.

L'albumine, d'après O. Richter [117], est un assez bon aliment azoté pour *Nitzschia Palea* (Kütz) W. Sm. et pour *Navicula minuscula*; il en est de même pour *Nitzschia putrida* [119]. Beijerinck [15] signale que l'albumine de l'œuf solubilisée constitue un bon milieu pour *Scenedesmus acutus*. D'après Andreensen (1) les albuminoïdes sont favorables pour *Cosmarium* et *Closterium*. Zumstein [130] constate que *Euglena gracilis* pousse bien dans la *liquor ferri albuminati* diluée : les Euglènes sont décolorées. Czapek (2) a établi que les albuminoïdes sont plus favorables que les acides aminés pour la formation des albuminoïdes par des végétaux tels que des Levures, Champignons. L'albumine, ou mieux les albumines, sont, on le sait, des corps très favorables pour le développement des Microbes [63, 76].

---

(1) Cité par O. Richter [119].

(2) Cité par Lafar [77].

Peptone.

En eau peptone (à la dose de 2 °/₀ de peptone de Diest) à la lumière, après un mois, le développement est assez abondant, la culture est vert pâle. Les cellules ont une plastide unique petite, vert pâle, mal définie, pourvue d'un pyrénoïde. Le protoplasme est granuleux ; la membrane peu marquée. Les cellules sporangiales sont assez fréquentes. L'iode produit une teinte brune des plastides, le pyrénoïde étant bien mis en valeur ; on n'obtient pas la teinte acajou.

En eau peptone, à l'obscurité, la culture forme un dépôt vert assez faible après trois mois. Les cellules ont une plastide d'un vert pâle, peu nette, spongieuse et granuleuse, sans pyrénoïde. Membrane à double contour.

En bouillon peptoné à la lumière, *Chlorella luteo-viridis* se développe très bien. Il se forme un dépôt vert foncé, abondant. Microscopiquement, les cellules ont, après un mois, une plastide unique ou le plus souvent fragmentée, verte ou en voie de décoloration, possédant parfois un pyrénoïde. La membrane est assez épaisse. Le contenu cellulaire est formé de granulations plus ou moins grosses, nombreuses. Il y a de nombreuses formes sporangiales.

Sur gélatine au bouillon peptoné (à 1 °/₀) à la lumière, après sept jours, la culture est assez forte, vert-jaune, sèche. La plastide, très fort fragmentée, est verte ; le cytoplasme granuleux renferme des granulations réfringentes nombreuses. Il n'y a pas de pyrénoïde distinct. L'iode colore de nombreux granules cellulaires en brun-noir dans un grand nombre de cellules. Après trois mois, la même culture est fort développée, verte. Les cellules (fig. 26) à plastide unique, pas toujours à contours bien nets, sont pourvues d'un pyrénoïde. Il y a parfois des cellules à contenu granuleux. Le Soudan III ne donne pas de réaction, l'iode colore en brun la plastide d'un assez grand nombre de cellules. La gélatine n'est pas liquéfiée.

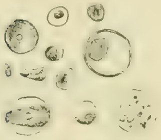


Fig. 26.
Chlorella luteo-viridis Chodat.
Culture sur gélatine (15 °/₀) peptonée et au bouillon de viande.
Culture maintenue à la lumière, après 3 mois.

Sur gélatine au bouillon peptoné, maintenue à l'obscurité, la culture est abondante, sèche, vert foncé après sept jours. Les cellules ont une membrane bien marquée, le contenu est granuleux, il n'y a pas de pyrénoïde. Rarement on observe une cellule dont la plastide est nette et bien délimitée. L'iode colore en brun les granulations cellulaires, mais il faut remarquer qu'elles sont moins nombreuses que dans les cultures maintenues à la lumière. La même culture, après trois mois, est forte, verte. Les cellules ont une plastide unique, nette, verte, possédant parfois un pyrénoïde. Quelques grandes cellules ont la plastide indistincte, fragmentée et un contenu vacuoleux. La membrane est assez marquée. L'iode ne donne pas de réaction, le Soudan III colore un petit nombre de cellules en rouge. La gélatine n'est pas liquéfiée. A l'obscurité, des cultures successives sur gélatine au bouillon se développent également bien, elles restent vertes et ne se modifient pas dans leur aspect.

La peptone, ou mieux les peptones, sont parmi les corps qui furent les plus expérimentés pour la nutrition des Algues. L'importance physiologique de ces composés devait exciter l'intérêt des chercheurs, surtout après les importants travaux de Beijerinck, dans lesquels il basait une classification biologique des Algues sur le fait qu'elles assimilent ou non la peptone, seule ou additionnée de corps carbonés (Peptonalgen, Peptonkohlenstoffalgen).

Il est inutile de s'attarder à citer les Microbes utilisant ou non la peptone; c'est un excellent aliment pour la plupart des Bactéries. Pour les Champignons, d'après Nägeli (1), c'est le meilleur aliment apres le sucre. D'après Linosier et Roux (1) la peptone est un des moins bons aliments pour certains Champignons (*Soorpilze*). Nägeli a montré que si on associe du sucre à la peptone, l'assimilation et la culture est bien meilleure que pour la peptone seule. Bruhne (1) donne la peptone comme bon aliment pour *Hormodendron hordei.*

Parmi les Cyanophycées, Brunnthaler (39) observa pour *Glœothece rupestris* une bonne croissance sur gélose peptonée; à l'obscurité, il se produit des colonies jaunâtres. Richter étudia les Diatomées; dans son premier travail [117] il signale que *Nitzschia Palea* et *Navicula minuscula* utilisent bien la peptone; dans le mémoire suivant [118] il donne la peptone comme un des meilleurs aliments azotés pour *Nitzschia putrida.* Meinhold [98] montre que la peptone à 0.5 °/$_0$ ne permet qu'un faible développement de *Nitzschia dissipata ;* l'addition de peptone transforme l'aspect des colonies qui prennent des formes filamenteuses. Meinhold isola et cultiva avec les mêmes résultats que Richter *Nitzschia Palea* et *Navicula minuscula.*

Artari [10] étudia *Stichococcus bacillaris ;* il trouva que cette Algue verdit à l'obscurité en présence de 0.5 °/$_0$ de peptone. Il constata le même fait dans un autre travail [11] et note que les chromatophores ne sont pas normaux. Il n'a pourtant pas observé le fait signalé par Matruchot et Molliard [96] que le chromatophore est un peu spiralé en présence de 3 °/$_0$ de peptone. La peptone est un corps très peu favorable à *Stichococcus bacillaris var. major :* les cellules sont très modifiées, cylindriques, en forme de poire, volumineuses, le protoplasme est vacuolisé, il n'y a pas de granules ni d'huile formés.

D'après Adjaroff [3] *Stichococcus minor* ne pousse pas à la lumière en présence de 1 °/$_0$ de peptone ; dans 0.5 °/$_0$ additionnés au liquide de Detmer, la croissance est très faible. Pour ce *Stichococcus* la peptone est inassimilable et un poison pour son développement ; cette action nocive se manifeste même en présence de substances favorables telle que la glucose. Pour *Hormococcus dissectus,* d'après R. Chodat, la peptone est une source d'azote, cette Algue pousse bien sur gélose peptonisée.

D'après Beijerinck [15] *Chlorella vulgaris* pousse bien en présence de peptone comme seul aliment organique ; le même auteur [18] a indiqué que *Chlorella variegata* utilise la peptone. Ce corps à forte dose favorise la production de panachure, caractéristique de cette Algue. Knörrich (1) trouve que *Chlorella* n'utilise la peptone qu'en présence des sels minéraux nécessaires. Artari [12] a émis l'hypothèse que l'on pourrait distinguer des races physiologiques, d'après leur manière de se comporter vis-à-vis des corps azotés (organiques et inorganiques) ; il cite un cas de différences dans l'assimilation de la peptone par deux « races » de *Chlorella vulgaris*. D'après Artari [11] *Chlorella vulgaris* verdit à l'obscurité dans des solutions de peptone. Le même auteur [5] constate que la peptone à 0.5 °/₀ est un des corps azotés les moins favorables pour *Chlorella communis* Artari. Grintzeszo [62] trouva que *Chlorella vulgaris* pousse bien sur gélatine nutritive à 1 °/₀ de peptone, mais le développement n'est pas plus rapide que sans peptone; on n'observe pas de différences morphologiques des cultures avec peptone. Krüger [74] indique que la peptone (1 °/₀) est un bon aliment pour *Chlorella protothecoïdes* et *Chlorothecium saccharophilum* : les cellules sont d'un vert pâle. *Chlorothecium saccharophilum* donne des cultures incolores en présence de 1 °/₀ de peptone additionnée de 1 °/₀ de sucre de raisin. La peptone ne peut servir d'aliment à *Prototheca Zopfii*, elle est assez bonne pour *Prototheca moriformis*.

---

(1) Cité par Lafar [77].

Scenedesmus acutus, d'après Beijerinck [15], utilise la peptone comme source d'azote. Grintzesco [61] fit de nombreuses recherches avec *Scenedesmus acutus* Meyen ; il conclut que la peptone peut fonctionner comme source d'azote, quoiqu'elle ne soit pas meilleure que les nitrates à ce point de vue. A la dose de 0.5 °/₀ le développement des colonies n'est pas accéléré. En gélatine nutritive à 1 °/₀ de peptone, *Scenedesmus caudatus* ne pousse pas.

Charpentier [40] signale que *Cystococcus humicola* pousse sur peptone. Artari [4 et 11] obtint un très bon développement des gonidies de *Xanthoria parietina* dans un milieu nutritif renfermant 1 °/₀ de peptone. Il signale [11] le pâlissement de cette Algue à l'obscurité en présence de peptone. Le même auteur [12] trouva chez *Chlorococcum infusionum* des différences sensibles entre deux races « physiologiques » quant a l'assimilation de la peptone. D'après Treboux [129] l'Algue du lichen *Xanthoria parietina* n'est pas comme le pensait Artari *Chlorococcum infusionum*, mais bien *Cystococcus humicola*. Cette confusion expliquerait les différences « physiologiques » observées par Artari. Treboux combat d'ailleurs l'hypothèse d'Artari sur l'existence de races physiologiques. D'après Adjarof [3], *Protococcus sp.* pousse bien à la lumière en présence de peptone; à l'obscurité, la peptone (à 1 ou 0.5 °/₀) ne peut être assimilée, elle arrête le développement. Bialosuknia [22] constate que *Diplosphaera Chodati* assimile la peptone (0.12 à 0.5 °/₀) à la lumière en milieu agarisé et liquide; à l'obscurité, le développement ne se fait que sur gélose, la coloration ne se perd pas en présence de peptone.

---

(1) Cité par Brunnthaler [39].

Chodat [44] avait déjà signalé le fait que l'addition de peptone maintient la couleur verte dans presque tous les cas où des corps, tels que les sucres, produisent des modifications profondes dans les cellules.

Euglena gracilis, étudiée par Zumstein [130], pousse bien sur peptone, surtout en présence d'un corps ternaire. La peptone, à la dose de 1 à 10 °/₀, est un très bon aliment pour *Euglena* qui produit des cellules vertes et incolores. L'addition de peptone à diverses sortes de milieux à base de gélatine améliore les conditions de développement des Euglènes. D'après Jacobsen [70], *Polytoma uvella* ne pousse pas dans les milieux additionnés de 0.5 °/₀ de peptone Witte. *Chlorogonium euchlorum* utilise bien la peptone à la lumière, mal à l'obscurité. Une dose supérieure à 2 °/₀ de peptone empêche toute culture. Jacobsen observa dans les cellules anormales de *Chlorogonium* ayant poussé sur le sucre et la peptone, la formation de grandes vacuoles, indice d'actions défavorables. Bokorny (1) constata la formation d'amidon chez *Spirogyra* par suite de l'action de la peptone.

Fibrine du sang et **Fibrine végétale**.

En milieu liquide, à la dose de 1 °/₀, il y a eu croissance de *Chlorella luteo-viridis* à la lumière, mais la culture ayant été contaminée par un *Sclerotinia*, nous ne pouvons tenir le résultat comme définitivement acquis. A l'obscurité, en milieu liquide, il n'y a pas eu de développement.

Les seuls renseignements que nous ayons pu trouver au sujet de l'action de la fibrine sur les Algues se trouvent dans le travail de Jacobsen [70]. Il a obtenu des cultures en maintenant à l'obscurité de la fibrine mise en contact avec de l'eau additionnée de terre. A vrai dire, ce sont des cultures impures qu'il obtint; parmi les organismes qu'il réussit à cultiver dans ces conditions se trouvent *Chlorogonium euchlorum*, *Chlamydomonas variabilis*, *Chl. Ehrenbergii*, *Chl. intermedia*, *Carteria ovata*, *Spondylomonas quaternarium* et *Polytoma uvella*. Partant de ces cultures, Jacobsen réussit à obtenir en culture pure le premier et le dernier de ces organismes. Em. Laurent [78] constata que la Levure de bière n'assimile pas la fibrine.

---

(1) Cité par O. Richter [119].

Caséine.

Nous n'avons essayé que la caséine à 1 °/₀ en milieu liquide; la culture de *Chlorella luteo-viridis*, placée à l'obscurité, est verte et pousse très faiblement. Les cellules ont une plastide vert pâle, mal définie, unique ou le plus souvent fragmentée, le chromatophore a parfois des contours découpés, irréguliers. Le protoplasme est finement granulé, il y a peu de cellules renfermant des gouttelettes réfringentes d'huile, qui se colorent en rouge par le Soudan III. La membrane est assez marquée. Par l'iode de nombreuses cellules se colorent en brun plus ou moins foncé, la réaction est peu nette.

Em. Laurent [78] trouva que la caséine est assimilée sans production de glycogène par la Levure de bière. Jacobsen [70] constata que *Chlorogonium euchlorum* pousse bien à la lumière, mal à l'obscurité en présence de caséine; une dose de 10 °/₀ arrête le développement de la culture.

Glutencaséine (Pl. II, fig. 6).

Nous avons essayé ce corps, provenant de la maison Poullenc, à la dose de 1 °/₀; il nous a donné de bons résultats.

En milieu liquide, à la lumière, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est verte, assez forte Les cellules à plastide unique ou fragmentée, à bords nets, verte, est pourvue d'un pyrénoïde. Le Soudan III ne donne pas de réaction. L'iode met le pyrénoïde en valeur et colore la plastide d'un assez grand nombre de cellules en brun plus ou moins foncé. La réaction n'est pas franche.

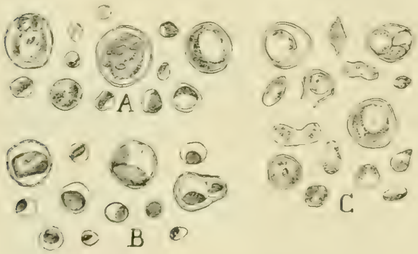


Fig. 27. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.
Gélose additionnée de 1 °/₀ de gluten-caséine.
A. Culture à la lumière, après 14 jours.
B. Culture à la lumière, après 3 mois.
C. Culture à l'obscurité, après 14 jours.

En milieu liquide, à l'obscurité, la culture est vert pâle et reste très faible.

Sur gélose, à la lumière, après quatorze jours, la culture est assez faible, verte, humide. Les cellules (fig. 27, A) ont une plastide unique, d'un beau vert, à contours peu nets et à pyrénoïde. Le cytoplasme présente des vacuoles; la membrane est assez épaisse. L'iode ne donne pas de réaction. Après trois mois, la même culture est verte, assez forte. Les cellules (fig. 27, B) possèdent une plastide unique, bien délimitée, réfringente (rarement deux plastides). Il n'y a pas de pyrénoïde (sauf de rares exceptions). Il y a peu de cellules sporangiales, une chose à noter c'est la petitesse des cellules. Le Soudan III ne donne pas de coloration; par l'iode, la plastide de la plupart des cellules se colore en brun, la réaction est nette.

Sur gélose, à l'obscurité, après quatorze jours, la culture est verte, moins abondante qu'à la lumière, un peu étalée, humide. Les cellules (fig. 27, C) ont une plastide unique, à contours peu nets, d'un vert moins intense que dans la culture à la lumière. Les cellules sont très vacuolisées; les petites cellules ont un pyrénoïde. Elles sont souvent en forme de poire ou apiculées; les petites cellules n'ont pas de membrane épaisse comme les grandes. L'iode ne donne pas de réaction. La même culture, après trois mois, est assez forte, d'un vert pâle. Les cellules à plastide large, à bords nets, ordinairement unique, possèdent parfois un pyrénoïde. Il y a des plastides d'aspect compact, réfringent. La membrane est assez marquée, il y a peu de formes sporangiales. Le Soudan III ne donne pas de coloration. L'iode colore la plastide de nombreuses cellules en brun foncé, la réaction est nette.

Taurocholate de Sodium.

En milieu liquide à la lumière, à la dose de 0.3 °/₀, après trois mois, la culture de *Chlorella luteo-viridis* est verte, assez forte. Les cellules (fig. 28, D) ont une plastide vert pâle, peu nette, tantôt unique et à pyrénoïde, tantôt fragmentée. Il y a un assez grand nombre de cellules renfermant de grosses granulations réfringentes, huileuses (colorées en rouge par le Soudan III). Une chose remarquable à signaler, c'est la présence de formes anormales, très diverses, se produisant même pour des cellules de grandes dimensions. Le Soudan III colore en rouge un assez grand nombre de cellules. L'iode teint en brun clair les plastides, la réaction est donc faible.

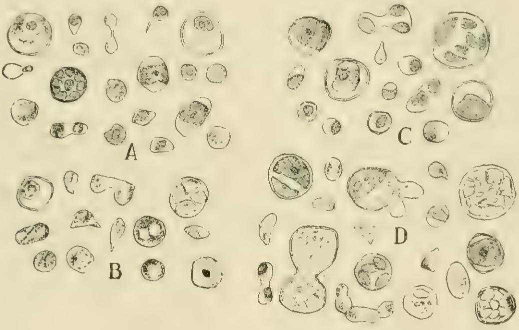


Fig. 28. — *Chlorella luteo-viridis* Chodat.

Cultures additionnées de 0.3 °/₀ de taurocholate de sodium.

A. Culture sur gélose maintenue à la lumière, après 17 jours.
B. Culture sur gélose maintenue à l'obscurité, après 17 jours.
C. Culture sur gélose maintenue à la lumière, après 3 mois.
D. Culture en milieu liquide, à la lumière, après 3 mois.

En milieu liquide et à l'obscurité, la culture reste très faible, elle est vert-jaune. Les cellules ont tantôt une plastide diffuse, vert pâle, sans pyrénoïde, tantôt un contenu granuleux, réfringent; la membrane est assez marquée. L'iode ne donne pas de réaction. Le Soudan III colore un assez grand nombre de cellules en rouge.

Sur gélose, à la lumière, après dix-sept jours, la culture est assez forte, verte, étalée, humide. Microscopiquement (fig. 28, A) les cellules ont une plastide unique, parfois fragmentée, à contours peu nets, verte, grande, pourvue d'un pyrénoïde. La membrane est marquée. Parmi les petites cellules, il faut signaler des cellules piriformes, anormales, souvent effilées en un bec long et mince. L'iode détermine une coloration brun foncé dans un petit nombre de cellules. La même culture, après trois mois, est forte, vert foncé, étalée. Les cellules (fig. 28, C) ont une plastide verte, à bords nets, présentant assez souvent un pyrénoïde. Il y a des cellules de forme variée, allongée, en poire. Le Soudan III ne réagit pas. L'iode colore en brun la plastide de nombreuses cellules.

Sur gélose, à l'obscurité, après dix-sept jours, la culture est assez faible, d'un vert plus pâle qu'à la lumière, peu étalée, sèche. Des cellules (fig. 28, B) ont une plastide unique, vert pâle, peu nette, sans pyrénoïde, la membrane est bien marquée. Les petites cellules sont parfois piriformes et de forme irrégulière. On a obtenu par l'iode une coloration brun foncé dans un petit nombre de cellules. La même culture, après trois mois, est assez faible, d'un vert-jaune et granulée. Les cellules ont une plastide, ordinairement unique, sans netteté, vert pâle, il n'y a pas de pyrénoïde. La membrane est assez marquée, il y a des cellules de forme anormale, peu nombreuses. Ni l'iode ni le Soudan III donnent de réaction colorante.

La seule indication bibliographique que nous avons trouvée concernant l'action du taurocholate de Na sur les Microorganismes nous est fournie par Prowazek [113]. Dans son traité physiologique, il signale que le taurocholate de Na à 1 °/₀ dissout les lipoïdes et détruit les tissus. *Colpidium*, traité par ce corps, présente une émulsion du protoplasme, la sortie des vacuoles, la membrane est vidée de son contenu. L'action nuisible du taurocholate sur les tissus permet de penser que *Chlorella luteo-viridis* présente une réaction analogue à *Colpidium*; l'abondance et la singularité des aspects cellulaires semble confirmer de telles vues.

Gélatine (Pl. I, fig. 2, 8).

Sur gélatine à 15 °/₀, additionnée de liquide nutritif, et conservée à la lumière, le développement se fait très bien. Il n'y a pas de liquéfaction de la gélatine, Microscopiquement, les cellules présentent une plastide unique ou plusieurs plastides, vertes, bien délimitées, à pyrénoïde. Le Soudan III ne donne pas de réaction après un mois. Par l'iode, après deux mois, on obtient une coloration d'un brun plus ou moins pâle des plastides.

Nous avons décrit l'aspect des cultures sur la gélatine au bouillon peptonisé, page 272.

C'est sur gélatine que Beijerinck [15] obtint le premier des cultures d'Algues. Il utilisa de la gélatine à 10 °/₀ et à 20 °/₀ (1 partie d'eau algifère — 3 parties gélatine à 20 °/₀) dissoute dans de l'eau d'étang.

Il isola par cette méthode *Chlorella vulgaris* et *Scenedesmus acutus*. Nous ne tiendrons pourtant compte des résultats obtenus par ce savant, que sous réserves, vu l'opinion de Chodat, Grintzesco et Adjarof [3]. Ce dernier auteur écrit : « Chodat et Grintzesco n'admettent pas que les cultures de Beijerinck puissent être mises en » comparaison avec des cultures strictement pures. Ces auteurs » appellent *cultures pures* celles qui ne comprennent qu'une seule » espèce et qui sont débarrassées de microbes... Beijerinck, dans ses » anciennes cultures du moins, admettait dans le même milieu la » présence de microbes. Les Bactéries ayant souvent un pouvoir » liquéfiant, peuvent troubler facilement le milieu, surtout lorsqu'on » cultive la gélatine, comme le faisait Beijerinck lui-même. » D'après Beijerinck, *Chlorella vulgaris* ne liquéfie pas la gélatine. Il en est de même, selon Krüger [74], pour *Chlorella protothecoides* et pour *Chlorothecium saccharophilum*. Grintzesco [62] signale que *Chlorella vulgaris* pousse bien sur gélatine, elle n'est pas liquéfiée. La croissance sur gélatine est un peu plus lente que sur gélose nutritive.

Chodat [44] signale que *Pleurococcus vulgaris* Nägeli pousse sur la gélatine sucrée à 2 °/o en donnant des filaments. D'après Adjarof [3], *Protococcus* sp. liquéfie moins la gélatine à l'obscurité qu'à la lumière. Les gonidies de *Solorina* liquéfient lentement la gélatine glucosée seulement (à l'obscurité). *Dictyosphaerium pulchellum* Wolle liquéfie la gélatine, la liquéfaction est plus forte en gélatine glucosée (2 °/o) à la lumière qu'à l'obscurité. D'après Beijerinck [15] *Chlorosphaera limicola* liquéfie la gélatine.

Grintzesco [61] étudia l'action de *Scenedesmus acutus* Meyen sur la gélatine, seule ou additionnée de divers corps organiques. Il constata la liquéfaction de la gélatine. En gélatine glucosée la croissance est rapide au début, mais elle s'arrête : les Algues se trouvent dans de mauvaises conditions d'existence, se traduisant par l'aspect des cellules. Beijerinck [15] signalait déjà en 1890 la liquéfaction de la gélatine par *Scenedesmus acutus*.

Chodat [44] constata que *Stichoccocus bacillaris* Näg. liquéfie la gélatine, ce qui ne font pas *Stichococcus minor* Näg. et *St. pallescens* Chodat. Adjarof [3] fit de nombreuses expériences avec *Stichococcus minor*, il constata une liquéfaction énergique. Il établit que la liquéfaction se produit plus à l'obscurité qu'à la lumière surtout en présence de glucose. Matruchot et Molliard [96] ont cultivé *Stichococcus bacillaris var. major* sur gélatine à 15 °/o, la culture se fait bien, mieux à la lumière qu'à l'obscurité, il n'y a pas de liquéfaction signalée.

D'après O. Richter [118], *Nitzschia putrida* Benecke décompose la gélatine. D'après le même auteur [117] les Diatomées *Nitzschia Palea*

(Kütz) W. Sm. et *Navicula minuscula*, émettent un ferment protéolytique, cause de liquéfaction de la gélatine.

D'après Zumstein [130], la division de *Euglena gracilis* se fait, durant les mouvements, sur gélatine à 5 °/₀ à la lumière. A l'obscurité, la division se fait en cystes sur gélatine à 5 °/₀. A la lumière ce phénomène se produit pour une concentration de 20 °/₀ de gélatine. La gélatine de 5 à 20 °/₀ constitue pour *Euglena* un bon milieu de culture.

Certaines circonstances peuvent modifier la liquéfaction de la gélatine, c'est ainsi que Ssadikow [125] montre que ce phénomène est empêché par 0.2 °/₀ de sels de strychnine. Seul, le *Bacillus subtilis* liquéfie encore la gélatine dans ces conditions, ce que ne font plus les liquéfiants suivants : *B. mesentericus*, *Proteus vulgaris*, *Sarcina flava*, *Bact. prodigiosum*, *Vibrio Denecke*. Nous-même avons constaté que la liquéfaction de la gélatine par un même Microbe peut dépendre de la concentration de la gélatine dans le milieu de culture.

Gélose.

Sur gélose à 2 °/₀ (1) additionnée des sels minéraux, la culture de *Chlorella luteoviridis* se développe bien, elle est verte. Les cellules ont une plastide verte, bien délimitée, pariétale, pourvue d'un pyrénoïde. Il y a de nombreuses cellules sporangiales renfermant de 2 à 8 petites cellules. La membrane est assez épaisse à double contour. A l'obscurité le développement est moindre qu'à la lumière, la culture est aussi moins verte.

La gélose que nous utilisions avait au préalable été traitée par l'acide nitrique, puis lavée à grande eau pendant deux ou trois jours jusqu'à disparition de toute réaction acide.

Les milieux nutritifs à base de gélose sont d'un emploi courant pour la culture des Algues, ils furent utilisés par tous les auteurs ayant travaillé avec des cultures pures d'Algues. En général, la croissance de ces végétaux se fait bien sur ce milieu pauvre additionné des sels nutritifs nécessaires.

Un phénomène qu'il convient de signaler est la liquéfaction de la gélose par les Diatomées étudiées par Richter [117, 118, 119]. *Nitzschia Palea*, *Navicula minuscula* et *Nitzschia putrida* liquéfient la gélose. Meinhold [98] confirme ces découvertes, auxquelles il ajouta la liquéfaction de la gélose par *Pinnularia*.

---

(1) La gélose à 2 °/₀ ne faisant pas toujours parfaitement prise, il convient d'employer de préférence une dose de 3 °/₀

Conclusions
de l'examen des cultures additionnées de divers corps organiques

De l'examen des tableaux et des protocoles d'expériences (pp. 166 à 280) précédents on voit que *Chlorella luteo-viridis* a pu assimiler divers corps organiques, tant à la lumière qu'à l'obscurité. Nous nous bornerons ici à donner les conclusions relatives à nos expériences. Nous avons cité dans la bibliographie (pp. 189 à 280) les opinions de nombreux auteurs sur la valeur des divers corps organiques, nous n'y reviendrons pas. Ce serait une répétition pure et simple de ce que nous avons écrit.

Dans l'appréciation de nos résultats, pour déterminer si oui ou non l'Algue avait utilisé l'aliment organique offert, nous avons pris pour point de comparaison la culture de *Chlorella luteo-viridis* en milieu liquide calcique à 1/50. Dans les conditions de nos cultures, le développement au bout de vingt-quatre jours environ est faible à la lumière et très faible à l'obscurité. Nous avons admis que, quand dans tous les cas la culture avec un corps organique est « assez faible », il y a eu assimilation. Nous avons considéré comme douteuse ou minime l'assimilation dans les corps où les cultures présentaient des traces de développement ou étaient moins que faibles.

Nous commencerons par citer les cultures où nous n'avons constaté aucun développement ; nous suivrons l'ordre de classement chimique adopté.

Aucun développement n'a été constaté avec les corps organiques suivants tant en culture sur gélose qu'en liquide calcique, à la lumière et à l'obscurité :

Alcools monovalents : alcool amylique (traces à l'obscurité sur gélose).

Acides gras monobasiques et leurs sels : acide acétique, acétate de Pb, acide propionique, acide butyrique, acide isobutyrique, acide valérianique.

Amides : formamide (traces à l'obscurité).

Série supérieure : acide oléique, oléate de Na.

Acides monobasiques : acide glycérique.

Acides bibasiques saturés : acide oxalique, acide malonique.

Acides bibasiques non saturés : acide fumarique (traces à la lumière), acide maléique.

Acides bibasiques trivalents : acide malique.

Acides bibasiques hexavalents : bisaccharate de K, acide mucique. La croissance de ces corps fut tout à fait insignifiante à l'obscurité.

Dérivés de cyanogène : cyanure de potassium ; dans le ferrocyanure de potassium sur gélose il y eut une croissance insignifiante à la lumière et à l'obscurité.

Dérivés de CO^2 : urée, allantoïne.

Résines : gomme laque et résine de benjoin.

Glucosides : salicine, quercitrine.

Dérivés aminés des carbures aromatiques : aniline, p. toluidine, métaphénylènediamine.

Acides nitrés : nitrobenzène.

Phénols : pyrocatéchine, orcine, thymol, acide pyrogallique.

Acides aromatiques : acide benzoïque, acide cinnamique, acide gallique, tannin, saccharine, acide salicylique, salol, acide paroxylènebenzoïque, acide phtallique.

Groupe de la naphtaline : naphtylamine, bétol.

Dérivés pyridiques : pyridine.

Glycyrrhizine ammoniacale.

Alcaloïdes du quinquina : quinine ; le développement fut insignifiant sur gélose à l'obscurité.

Nous avons constaté une croissance dans les groupes chimiques suivants : dérivés des alcools, bases azotées des radicaux alcooliques, acides gras monobasiques, amides, alcools trivalents, tétravalents et hexavalents, acides monobasiques, acides bibasiques saturés, acides bibasiques trivalents, acides bibasiques tétravalents, acides tribasiques tétravalents, dérivés de l'acide carbonique.

Parmi les hydrates de carbone, etc. : hexoses, groupe du sucre de canne, groupe de la cellulose, gommes, glucosides.

Parmi les composés intermédiaires entre les corps cycliques et acycliques : l'antipyrine.

Parmi les albuminoïdes : divers corps plus ou moins complexes.

Parmi les corps aromatiques : dérivés sulfonés des carbures aromatiques, groupe de l'anthracène, groupe des alcaloïdes de l'opium.

On aura remarqué que parmi les corps organiques qui n'ont pas été assimilés, il en est beaucoup qui ont une fonction acide souvent très accentuée. Cette acidité forte est un facteur défavorable au développement, vu qu'un même acide, combiné à des radicaux alcalins, est bien assimilé. Tel est le cas, par exemple, pour l'acide acétique et les acétates, l'acide malique et les malates. Ajoutons pourtant que nous avons obtenu un développement minime de *Chlorella luteo-viridis* dans quelques acides organiques : acide succinique, acide aspartique, acide urique, acide sulfoanilique.

Examinons en détail les résultats de nos cultures à la lumière et à l'obscurité après un mois de culture.

Dérivés des alcools monovalents (Esters sulfuriques). Ces corps, sous forme de sels de potassium, ont permis un développement très faible de *Chlorella luteo-viridis* à l'obscurité en liquide calcique ; à la lumière, le développement était très faible pour le dérivé méthylé, faible pour le dérivé éthylé, assez faible pour les dérivés propylés et isobutylés. Dans tous les cas les cultures étaient d'une couleur vert pâle. Nous notons, de plus, que le développement était plus intense à la lumière qu'à l'obscurité.

Les cultures sur gélose étaient contaminées par Sclerotinia : les résultats sont modifiés : à l'obscurité on n'obtient aucune culture de l'Algue et à la lumière seulement pour les dérivés éthylés et isobutylés ; encore faut-il dire qu'il n'y eut que des traces de culture. On voit par ce fait combien il est important d'avoir une culture pure d'Algue et combien un association avec d'autres microorganismes peut modifier les facultés d'assimilation.

Les *bases azotées de radicaux alcooliques* (amines) ont permis, à l'obscurité, une croissance assez faible, sauf l'amylamine (traces). Cette croissance est presque aussi forte que celle à la lumière en milieu calcique. A l'obscurité, la couleur est plus verte qu'à la lumière. L'amylamine n'est pas favorable.

Les cultures sur gélose de l'amylamine et de la triéthylamine étaient contaminées et ont été négatives. Les cultures avec la diméthylamine, l'éthylamine et la propylamine étaient plus fortes à la lumière qu'à l'obscurité, exception faite pour l'éthylamine.

Sels alcalins des acides gras monobasiques. Le formiate de Na présente une croissance faible de l'Algue à la lumière sur le milieu calcique. A l'obscurité pas de croissance. Ce corps ne convient donc pas comme aliment, nous avons constaté que la formamide n'est pas non plus assimilée.

Les acétates de K, Na et Ca se comportent tout différemment; les cultures sur gélose, à la lumière et à l'obscurité, sont bien développées. Elles sont tout à fait caractéristiques et spéciales dans leur aspect macroscopique. Ces cultures sont d'une couleur vert ou brun sale, et la surface de la culture est plissée (formation de carbonates). En milieu liquide, les cultures sont peu développées à l'obscurité et assez faiblement développées à la lumière. A la lumière la couleur est verte, tandis qu'elle est jaunâtre à l'obscurité ; cette différence de teinte est marquée dans les cultures sur gélose et est générale. A l'obscurité, la teinte de l'Algue est plus jaune qu'à la lumière.

Corps amidés. En présence d'oxamide, *Chlorella luteo-viridis* a mieux poussé à l'obscurité qu'à la lumière en milieu calcique. A la lumière ce développement est peu marqué, la culture est d'un vert pâle, alors qu'elle est franchement verte à l'obscurité. Les cultures sur gélose ont été contaminées par Sclerotinia et n'ont présenté aucune croissance de l'Algue.

Parmi les *alcools trivalents*, la glycérine s'est montrée comme un bon aliment, tant en milieu liquide qu'en milieu gélosé. En milieu liquide, à l'obscurité, le développement est moindre qu'à la lumière, mais la culture est aussi verte. Le glycérophosphate de calcium est également un bon aliment à la lumière, mais bien inférieur à la glycérine, surtout à l'obscurité.

L'érythrite, *alcool tétravalent*, n'est pas assimilée à l'obscurité en liquide calcique. Contaminée par Sclerotinia, la culture à l'obscurité sur gélose fut très faible. Dans ce cas, la présence du Champignon est favorable au développement de l'Algue à l'obscurité. A la lumière *Chlorella luteo-viridis* a poussé malgré la présence du Champignon ; la culture est forte, bien verte. En liquide calcique la croissance est très faible. L'érythrite ne nous semble guère assimilable.

Les *alcools hexavalents* paraissent peu assimilables. A l'obscurité, en liquide calcique, la dulcite et la mélampyrite n'ont pas été assimilées. La mannite est favorable à l'obscurité, elle est assimilée, la culture de l'Algue est forte. Par contre, à la lumière, la mannite a été moins bien assimilée. La dulcite (iso) et la mélampyrite n'ont donné que des cultures faibles.

L'alanine ne permet, en milieu liquide, qu'une croissance très faible à la lumière, presque nulle à l'obscurité. Cet *acide monobasique* (aminé) est donc très peu favorable.

Acides bibasiques saturés. Les oxalates de Na et de K sont assimilables à l'obscurité et à la lumière. La croissance de l'oxalate de Na, forte à la lumière (culture verte), est moins marquée (assez faible) à l'obscurité (culture vert-jaune). L'oxalate neutre de K semble plus favorable que l'oxalate de Na à l'obscurité, il est bien assimilé à la lumière.

Les cultures sur gélose montrent également que l'oxalate neutre de potassium est meilleur que le sel de Na. L'oxalate de calcium donne de très fortes cultures à la lumière, faibles à l'obscurité.

L'acide succinique est très faiblement assimilé à la lumière, encore moins à l'obscurité.

Acides bibasiques trivalents. Les malates de Na et de Ca à l'obscurité ne donnent qu'une culture faible; à la lumière, surtout pour le malate de Ca, l'assimilation est bonne, la culture est assez forte.

L'acide aspartique n'est qu'un médiocre aliment, tant à la lumière qu'à l'obscurité. L'asparagine à l'obscurité n'est pas utilisée ou en quantités très petites. A la lumière c'est un aliment assez bon, surtout en milieu gélosé.

Acides bibasiques tétravalents. Les tartrates de K, Na et de Ca à la lumière peuvent être considérés comme de bons aliments ; le tartrate de potassium convient le mieux. L'assimilation est moindre à l'obscurité : le tartrate de Ca n'a pas donné de culture en liquide calcique à l'obscurité.

Acides tribasiques tétravalents. Les sels de l'acide citrique sont moins favorables comme aliments que les tartrates. Les citrates de fer sont peu assimilables. Le citrate d'ammonium n'a donné une forte croissance de *Chlorella luteo-viridis* qu'à la lumière ; dans les autres cultures, le citrate d'ammonium n'a donné que des résultats négatifs. Les citrates de K et de Ca ont une valeur sensiblement égale comme aliments, ils sont assimilables à la lumière et très faiblement utilisés à l'obscurité.

Dérivés de l'acide carbonique. Le nitrate d'urée est un mauvais aliment à la lumière, il n'est presque pas assimilé à l'obscurité. L'urée s'étant montrée inassimilable dans toutes les conditions, on pourrait rapporter la faible action du nitrate d'urée sur la croissance de *Chlorella luteo-viridis* à l'acide nitrique, au groupe acide.

L'acide urique n'est pas assimilé à l'obscurité et très faiblement à la lumière.

Si nous considérons l'ensemble des résultats acquis jusqu'à maintenant, nous trouvons que les corps gras, les divers hydrocarbures acycliques ne sont pas des corps très assimilables pour *Chorella luteo-viridis.*

Sur soixante corps mis en expériences, vingt-deux, soit plus d'un tiers, se sont montrés totalement inassimilables, tant à la lumière qu'à l'obscurité. Le développement des cultures à l'obscurité n'a jamais été abondant, même dans les cas les plus favorables : ainsi, pour l'oxamide, la glycérine, la mannite, l'oxalate neutre de K. La plupart des corps qui sont plus ou moins bien assimilés à la lumière, ne permettent à l'obscurité qu'une croissance très faible, souvent on ne constate pas de croissance.

A la lumière, la croissance est en général assez forte; elle est tout à fait caractéristique pour les acétates sur milieu gélosé. Les corps qui se sont montrés les plus favorables à la culture de *Chlorella luteo-viridis* sont : la propylamine, les acétates (surtout celui de K), la glycérine, les oxalates (oxalate neutre de K), les malates et les tartrates (tartrate de K), l'asparagine. Il est intéressant de noter que les sels de potassium sont des plus favorables pour l'assimilation.

Quoiqu'il en soit, le degré de développement atteint par les cultures n'est pas comparable à celui que l'on obtient aux dépens des *hydrates de carbone* en C^6 et en C^{12}. Avec ces corps, le développement de la culture est luxuriant à la lumière et à l'obscurité (sauf pour le lactose). Sont très favorables : dextrose, saccharose, raffinose, maltose, dextrine; le lactose est moins bon.

Parmi les *gommes*, la gomme arabique permet une culture assez forte. Les autres gommes (mastic, sandaraque, adragante, laque), la lichénine sont peu assimilables, tant à l'obscurité qu'à la lumière. L'inuline permet une culture très faible à la lumière et presque nulle à l'obscurité.

Parmi les *glucosides*, l'amygdaline est un aliment médiocre surtout à la lumière. La saponine a donné des cultures abondantes tant à la lumière qu'à l'obscurité.

Dans leur ensemble, les hydrates de carbone en y joignant les gommes et glucosides sont des corps bien assimilables par *Chlorella luteo-viridis*, à la lumière et à l'obscurité. Notons en passant, qu'à l'obscurité les cultures prennent une teinte jaune plus ou moins franche. L'assimilation est surtout favorable pour les sucres en C^6 et C^{12}; les hydrates de carbone plus complexes ont des valeurs très inégales au point de vue de la culture de *Chlorella*.

Parmi les composés intermédiaires entre les corps cycliques et acycliques nous avons essayé l'*antipyrine*; on obtient des cultures faibles, il est vrai, à la lumière et à l'obscurité.

Les corps azotés complexes, les *Albuminoïdes* se sont en général montrés peu assimilables à la lumière et à l'obscurité. L'albumine de l'œuf, la caséine, le gluten-caséine, le taurocholate de Na à l'obscurité ont permis une croissance très faible en liquide calcique. A la lumière on a obtenu une forte croissance avec la fibrine du sang, gluten-caséine et taurocholate de Na.

Les cultures sur gélose (liquifiée) étaient toutes contaminées. A l'obscurité l'albumine seule a permis à l'Algue de croitre faiblement en présence du Champignon. A la lumière l'Algue s'est fort développée, elle a pris la prépondérance aux dépens du Champignon dans les cultures renfermant de l'albumine de l'œuf, de la fibrine du sang, de la caséine. La fibrine végétale est peu propice.

Les cultures gélosées avec gluten-caséine et taurocholate de Na n'étaient pas contaminées, elles étaient fortes.

En résumé, les substances albuminoïdes sont des composés favorables à la croissance de l'Algue; ils pourraient assez bien se ranger, comme valeur nutritive, après les hydrates de carbone.

La gélatine peptonisée est un excellent aliment pour *Chlorella luteo-viridis*, qui, en dix à quinze jours, forme une culture abondante d'un beau vert foncé. Elle est moins verte à l'obscurité qu'à la lumière. La gélatine n'est pas liquéfiée.

Les corps de la *série aromatique* sont les moins utilisables. Sur vingt-huit corps cycliques expérimentés, nous n'avons eu une croissance (peu marquée) que dans six cultures. Parmi les corps qui ont permis une assimilation, nous avons l'anthracène et la morphine (chlorhydrate). La morphine en milieu gélosé a été utilisée à la lumière et à l'obscurité; en milieu calcique, elle n'a été utilisée qu'à la lumière. L'anthracène a présenté un développement analogue, mais moins marqué.

Ce sont les *Acides sulfonés aromatiques* qui nous ont donné les meilleures cultures. Celles-ci étaient plus vigoureuses à la lumière qu'à l'obscurité. L'acide sulfanilique est très peu assimilable ; les benzène- et toluène-sulfonates se sont montrés des aliments assez bons à la lumière ; à l'obscurité l'Algue les utilise, mais le développement reste faible.

De tous les aliments organiques que nous avons fournis à *Chlorella luteo-viridis*, quelques-uns seulement se sont montrés vraiment bons comme aliments. Ils permettent d'obtenir une culture plus rapide, abondante. Nous citerons parmi eux tout d'abord les hydrates de carbone, puis divers albuminoïdes. Sont relativement bons, divers sels et composés dérivant des hydrocarbures acycliques ; les sels de potassium surtout semblent bien convenir.

Si donc, *Chlorella luteo-viridis* peut utiliser à l'occasion des corps assez nombreux, il n'en est pas moins bien établi que quelques-uns seulement sont vraiment favorables et utiles pour son alimentation et son développement.

Variations dans la grandeur et la forme des cellules de Chlorella luteo-viridis.

Nous avons détaillé dans les tableaux, pp. 182 à 188, les dimensions (diamètre) des cellules de *Chlorella luteo-viridis* dans les diverses cultures que nous avons observées, tant à la lumière qu'à l'obscurité. Les chiffres indiquent la grandeur des cellules en microns.

Nous avons remarqué que, pour chaque culture, les cellules atteignent une grandeur limite assez constante. C'est ainsi, par exemple, que pour le formiate de Na le diamètre des cellules atteint 10.5 μ à la lumière en milieu liquide; pour l'eau peptone, le diamètre est de 16.8 μ. Que l'on examine les cultures après un ou cinq mois, on obtient toujours les grandeurs limites respectivement de 10.5 et de 16.8 μ pour les cas que nous venons de citer. Ce n'est que si les cultures sont très jeunes (1 à 15 jours) que l'on trouve de faibles différences dans les mensurations. De nombreuses observations ont donc établi qu'à des conditions déterminées de culture correspond une grandeur cellulaire fixe.

Pour faciliter la compréhension des résultats que nous avons obtenus, nous séparerons les hydrates de carbone et les gommes des autres corps, vu leur action remarquable sur les dimensions cellulaires. Nous réunissons côte à côte tout ce qui a trait aux hydrates de carbone et gommes.

Conditions de culture	(A) Nombre total de cultures examinées	μ 10.5	μ 12.6	μ 14.7	μ 16.8	μ 18.9	μ 21.0	μ 23.1	μ 25.2
Milieu liquide lumière .	3	—	1	—	—	—	—	2	—
» » obscurité.	8	—	2	1	1	1	—	—	—
Gélose lumière	10	—	1	1	2	2	1	2	1
» obscurité	8	1	2	2	1	1	—	—	1

Dans ce tableau, la première colonne (A), indique le nombre total de cultures qui furent examinées. Les colonnes suivantes indiquent le nombre de cultures dont les cellules ont présenté un diamètre de 10.5 à 25.2 μ. Les conditions de culture permettent de voir que le diamètre cellulaire est modifié surtout par l'action de la lumière. A l'obscurité, le diamètre cellulaire est beaucoup plus petit qu'à la lumière. Le maximum observé à l'obscurité, est de 18.9 μ (sauf le cas des cultures en présence de gomme mastic, diamètre de 25.2 μ). Au contraire, à la lumière, le maximum de dimension s'élève jusque 23.1 μ et 25.2 μ.

On voit aussi qu'il semble assez indifférent pour l'Algue, qu'elle soit en milieu liquide ou milieu solide. Les facteurs qui modifient le diamètre des cellules sont donc de nature chimique ou lumineuse.

Faisons le même relevé que plus haut pour les corps autres que les hydrates de carbone (corps cycliques et acycliques) nous avons :

Conditions de culture	Nombre total de cultures examinées	μ 6.3	μ 8.4	μ 10.5	μ 12.6	μ 14.7	μ 16.8	μ 18.9
Milieu liquide lumière. . .	31	—	—	10	18	5	1	—
» » obscurité . .	27	1	6	6	9	4	—	1
Gélose lumière	29	—	1	6	16	6	—	—
» obscurité	31	—	3	13	7	7	—	1

Remarquons que les dimensions des cellules varient peu pour les corps qui ne sont pas des hydrates de carbone ou des gommes. La grande majorité des cultures présente des diamètres cellulaires variant entre 10.5 et 14.7 μ. Si nous prenons le diamètre de 12.6 μ comme celui qui représente la normale, nous trouvons qu'il y a à la lumière quarante-six cultures qui mesurent 12.6 μ et plus, et vingt-neuf à l'obscurité. De même, à la lumière, il y a sept cultures où les diamètres cellulaires sont inférieurs à 10.5 μ, tandis qu'à l'obscurité, il y a vingt-neuf cultures dans ce cas.

Ce que nous venons de voir confirme ce que nous avions déjà constaté pour les cultures additionnées d'hydrates de carbone, la réduction du diamètre cellulaire à l'obscurité.

Nous ne pouvons terminer cet examen des dimensions cellulaires, sans rappeler la grandeur considérable qu'ont atteint les cellules, dans le milieu calcique additionné de 1 °/₀ de gomme arabique. Nous avons relevé des dimensions de 48.3 × 56.7 μ et de 29.4 × 31.5 μ, à peu près le triple des dimensions normales (10.5 à 14.7 μ).

Nous venons de voir que la dimension des cellules de *Chlorella luteo-viridis* peut varier dans de fortes proportions ; il en est de même de la forme. Par suite des conditions de culture, les cellules peuvent présenter une forme différente de la sphère, forme caractéristique de notre Algue et des *Chlorella*. Les cellules peuvent se déformer, devenir ovoïdes : fig. 3 (éthylsulfate de K), fig. 5 (formiate de Na), fig. 7, A (oxalate de K), fig. 9 (asparagine) ; avoir des formes polyédriques irrégulières, par exemple, dans fig. 5 (formiate de Na), fig. 6, A, C, E, F (acétates), fig. 19, A (gomme mastic), fig. 20, A (gomme adragante), fig. 25 (saponine), fig. 28, A, C (taurocholate de Na). Une modification très fréquente pour les cellules de petite dimension est celle qui amène la formation de cellules piriformes, en forme de poire ou de larmes, ainsi dans les cultures : fig. 6, A, C, E (acétates de K et de Ca), fig. 8, B (malate de Ca), fig. 9 (asparagine), fig. 11, C (citrate de Ca), fig. 12, C (saccharose), fig. 19, A, B (gomme mastic), fig. 20, A (gomme adragante), fig. 24 (morphine), fig. 25 (saponine), fig. 26 (gélatine peptonée), fig. 27, A, C (gluten-caséine), fig. 28 (taurocholate de Na). Une forme très curieuse est présentée par les cellules piriformes dont l'extrémité est allongée et effilée : dans les cultures avec gomme adragante (fig. 20, A), avec morphine (fig. 24, A, C, D), avec taurocholate de Na (fig. 28, A, B, C, D).

Les modifications profondes de la forme cellulaire produites par la culture pure des Algues en milieux divers a été signalée à maintes reprises. Chodat [44] notamment, a donné d'abondants détails sur cette question, qui offre un intéressant champ d'investigation aux morphologistes et systématiciens. Krüger [74] indique que l'on trouve, dans les cultures bien nourries de *Chlorothecium saccharophilum*, des formes anormales caractérisées par un petit prolongement donnant à la cellule la forme d'une poire. Il a noté les variations de grandeur des cellules en rapport avec la nature et la concentration des milieux. Nous avons cité quelques chiffres précédemment (voir pp. 148, 149). Dans l'état actuel de la science on ne peut que constater les modifications de la forme des Algues. On ne connaît pas jusqu'à maintenant les causes de ces phénomènes. On sait qu'ils sont en rapport avec les conditions de nutrition (alimentation organique ou inorganique), avec l'action nuisible des composés chimiques (corps toxiques et osmotiques), avec des conditions physiques (consistance du milieu, température, lumière, humidité). Brunnthaler [39] précisa quelques faits pour *Gloeothece rupestris* (Lyngb.) Born. ; par exemple, il trouva que cette Cyanophycée présente à la lumière des cellules de 3 à 9 μ et à l'obscurité de 2.5 à 8 μ. Nous pouvons rapprocher ces résultats de ceux que nous venons de relater pour *Chlorella luteo-viridis*. Brunnthaler constata aussi qu'à la lumière les gelées entourant *Gloeothece* sont plus fortes qu'à l'obscurité. A Richter [116] indique que *Oscillatoria Frölichii* Kg. *f. genuina* présente en présence de 5 % NaCl des filaments, dont les cellules se fragmentent en sphères. Gardner [59] conclut de ses expériences avec *Phormidium uncinatum*, *Oscillatoria sancta*, *Symploca muscorum*, *Lyngbya aestuarii*, *Aphanothece* que les conditions de culture modifient peu la cytologie des Cyanophycées.

C'est pour les Algues vertes étudiées en cultures pures que l'on observe les modifications les plus profondes dans la morphologie cellulaire. Nous avons déjà signalé les très précis travaux de Chodat [44], où l'on trouvera relatés de nombreux faits accompagnés de dessins instructifs. Beijerinck [15] indique que *Scenedesmus acutus* Meyen, cultivé en présence de 12 °/₀ de maltose sur gélatine, prend une forme sphérique ; les cellules sont plus grandes que les cellules ordinaires, l'amidon est accumulé au centre de la cellule, le chromatophore pâlit. D'après Grintzesco [61], *Scenedesmus acutus* Meyen donne dans certaines conditions de culture des formes *Dactylococcus infusionum :* par exemple, sur agar, gélatine, plaques poreuses, etc. Sur gélose glycérinée à 2 °/₀, on obtient des cellules énormes, aberrantes. Sur plaque poreuse, on remarque des formes rondes ou allongées ; il y a tendance à produire des formes sphériques, la membrane est épaisse, ce qui est peut-être dû à l'action de la lumière.

Chlorella vulgaris, d'après Beijerinck [15], cultivé en présence d'eau de mer, présente un aspect corné. Grintzesco [62] a montré que *Chlorella, vulgaris* présente des cellules normales sur agar et sur gélatine. En présence de 1 °/₀ de glucose, les cellules sont plus grandes, il en est de même pour les cultures sur plaque de porcelaine. Une remarque intéressante faite par Grintzesco : « les cultures dans les milieux » liquides permettent de ramener l'espèce à sa forme et à sa grandeur » primitives ». Les variations morphologiques, observées pour *Chlorella* sont faibles, elles influencent surtout la grandeur des cellules. D'après Artari [5], *Chlorella communis* présente dans les solutions fortes de sucres des cellules un peu plus grandes que dans les solutions faibles. Nous avons établi qu'il en est aussi de même pour *Chlorella luteo-viridis,* cultivé en présence des hydrates de carbone et des gommes. Dans le même travail, Artari a vu que *Stichococcus bacillaris*, cultivé dans des solutions concentrées de glucose, galactose, fructose, saccharose et lactose, présente des cellules relativement minces et très longues, isolées ou groupées par deux, cinq ou huit, droites ou incurvées. Dans un travail précédent, Artari [4] avait donné des figures montrant que *Stichococcus bacillaris,* cultivé dans des solutions de glucose à 10-20 °/₀, donne des cellules très allongées.

D'après Matruchot et Molliard [96], *Stichococcus bacillaris* Näg *var. major* varie assez fort dans sa longueur, tandis que « sa largeur est remarquablement constante, 5 μ ». Ces auteurs observèrent un allongement manifeste des cellules en présence de glucose et de lactose (3 °/₀).

Zumstein [130] a indiqué, pour divers corps organiques, les modifications de forme de *Euglena gracilis* Klebs. Migula (99) donne des chiffres qui montrent que *Spirogyra orbicularis*, cultivé en présence d'acide citrique à 0.004 °/₀, présente des cellules plus longues que les cellules normales. Plus l'acidité est forte et plus les cellules deviennent grandes, il en est de même pour *Spirogyra setiformis*, *Zygnema stellinum*, *Conferva fontinalis*. Dans un seul cas, Migula a observé que *Spirogyra orbicularis*, en présence de 0.004 °/₀ d'acide citrique, forme des rhizoïdes.

Livingstone [83, 84] montra que *Stigeoclonium* peut donner des formes palmelloïdes, lorsqu'on le cultive en présence de certains sels inorganiques ou dans des conditions thermiques spéciales (froid). On trouvera dans l'ouvrage de Richter [119] l'exposé de quelques modifications de forme observées chez diverses Algues vertes et brunes, chez des Diatomées et des Flagellates.

L'examen de la littérature ne permet pas encore de préciser l'action des divers facteurs sur la transformation des formes cellulaires des Algues. Comme nous le disions, on entrevoit l'influence de certains composés chimiques, de certaines conditions physiques. Il est probable qu'une étude morphologique approfondie de nombreuses Algues permettra de préciser l'action de divers facteurs externes sur la forme des cellules. Jusqu'à maintenant, nos connaissances sur ce sujet sont fragmentaires et n'autorisent pas de généralisations.

Action de substances colorantes.

Nous avons fait quelques recherches sur l'action des colorants habituellement employés en bactériologie. Les colorations furent faites sur des cultures en gélose.

La fuchsine phéniquée de Ziehl (voir Löhnis [88]) a une action colorante violente sur la plastide ; le pyrénoïde est aussi coloré en rouge. Dans le protoplasme on voit des granulations rouges, le cytoplasme est rosé, la membrane cellulaire n'est pas colorée.

Le bleu de méthylène phéniqué (voir Löhnis [88]) ne colore pas toutes les cellules ; celles qui prennent le bleu montrent la plastide et le pyrénoïde teintés. Quand la plastide reste verte, le pyrénoïde ne se colore pas en bleu. La membrane est faiblement colorée en bleu. Le cytoplasme a une teinte bleu pâle, le noyau n'est pas visible, on remarque parfois des grains bleus, mais rares dans le cytoplasme. Le violet de gentiane a des propriétés colorantes identiques dans ses résultats.

Par l'acide picrique (fig. 29, A) on met très bien en évidence le pyrénoïde. On remarque contre la membrane cellulaire une masse de cytoplasme réfringente (bleutée); dans le cytoplasme et contre la plastide se trouvent des granulations brunâtres ou d'un rouge-brun brillant; ces granulations sont en nombre très variable; elles peuvent manquer.

Par le bleu de toluidine un certain nombre de cellules se colorent entièrement en bleu, d'autres restent vertes. Dans les petites cellules on remarque (fig. 29, B), contre la plastide colorée en bleu foncé, une masse cytoplasmique bleu pâle, le noyau est peu visible. Dans d'autres cellules on voit que la plastide reste verte, seuls ses bords sont bleus. Le cytoplasme est rosé; il s'y trouve des grains plus ou moins nombreux, fortement colorés en bleu et doués de mouvements browniens. Dans certains cas favorables (fig. 29, B) on remarque, à côté de la plastide et contre la membrane cellulaire, un amas de cytoplasme bleu pâle et un noyau coloré en bleu. Le noyau cellulaire est très petit, sphérique, nous n'avons pas constaté de différenciation dans sa structure avec les colorants utilisés par nous.

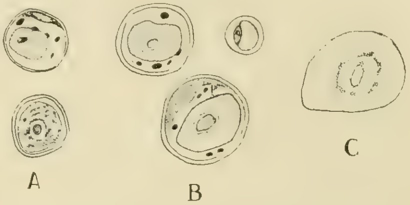


Fig. 29. — *Chorella luteo-viridis* Chodat.

A. Action d'une solution d'acide picrique. Culture sur gélose minérale.

B. Coloration par le bleu de toluidine alcoolique et phéniqué. Culture sur gélose minérale.

C. Dessin schématisé d'une plastide, provenant d'une culture sur gélose additionnée de 1 °/₀ de tartrate de Ca, après 3 mois.

Grossissement : environ 1250 fois.

Pyrénoïde, glycogène et matières grasses.

Les systématiciens considèrent le *pyrénoïde* comme un des organes cellulaires dont les caractères servent de base à la distinction des espèces d'Algues vertes. A notre connaissance, un seul auteur, Acton [1, 2], s'est élevé contre cette idée, jusqu'alors acceptée par tout le monde. Étudiant *Coccomyxa subellipsoidea*, Acton constate que dans certaines cultures, le pyrénoïde disparait. Il dit : « Il semble que la présence
» ou l'absence de pyrénoïde ou leur nombre dans le chloroplaste
» sont des caractères sans valeur au point de vue systématique.
» Cette observation (d'Acton) et d'autres au sujet de la présence de
» pyrénoïde dans les chloroplastes des Protococcoïdes sont tout à fait
» opposées aux vues émises par Schmitz, Schmidl (*Ber. d. d. Botan.*
» *Gesellsch.*, XIX, 1901, p. 24) et d'autres : la présence ou l'absence
» de pyrénoïde est suffisamment constante dans les chromatophores
» d'Algues de type inférieur, pour être utilisée pour distinguer des
» espèces et même des genres. »

Nous avons constaté expérimentalement que le pyrénoïde peut disparaître chez *Chlorella luteo-viridis*. Cette Algue possède normalement un pyrénoïde typique, bien net cristalliforme. On observe sa disparition dans les cultures en milieux sucrés, etc., ou mieux, dans ces conditions l'Algue manifeste une désorganisation cellulaire, une production abondante de granulations internes, que l'on ne peut distinguer du pyrénoïde. Dans ces cas, donc même si le pyrénoïde existe, on ne parvient pas à le différencier. Ces observations ne permettent pas par conséquent de conclure absolument à la disparition du pyrénoïde. D'autres cas plus nets permettent d'affirmer que, dans certaines conditions expérimentales, le pyrénoïde disparait, n'est plus visible, bien que le chromatophore soit vert, bien formé.

En milieu liquide à la lumière, la présence du pyrénoïde s'est montrée constante (p. 182 et suivantes). Au contraire (p. 183) à l'obscurité, il fait assez régulièrement défaut. Les conditions de lumière influencent donc la production du pyrénoïde dans les cellules.

Sur milieux solides, la production et la disparition du pyrénoïde ne se manifestent plus aussi régulièrement qu'en milieu liquide. C'est ainsi que nous avons constaté qu'il fait défaut sur gélose à la lumière en présence de formiate de Na, acétate de Na, acétate de Ca, glycérine (cultures de 5 mois), malate de Na, malate de Ca, citrate de potassium, citrate de fer (5 mois), ferrocyanure de K, lactose (5 mois), inuline, gomme mastic, gomme arabique, antipyrine, gluten-caséine, anthracène et morphine. Nous devons remarquer que pour un certain nombre de ces corps, nous avons observé un pyrénoïde dans les cultures jeunes, ainsi, pour le formiate de Na, acétate de Na, glycérine, citrate de fer, lactose, gluten-caséine, morphine. En même temps que le pyrénoïde disparait, le chromatophore prend un aspect réfringent, un peu corné, d'un vert foncé. Par suite de la disparition du pyrénoïde, le chromatophore ne garde donc pas son aspect normal. De plus, sauf quelques exceptions (citrate de fer, ferrocyanure de K, antipyrine, anthracène), on trouve que le chromatophore est bourré de glycogène quand le pyrénoïde n'existe plus. Il semble donc qu'il y ait des rapports très précis entre l'absence de pyrénoïde, l'aspect du chromatophore, la production de glycogène. Réciproquement lorsque le pyrénoïde existe, il n'y a pas ou très peu de production de glycogène, cela ne veut pas dire que dans les cultures dont certaines cellules ont un pyrénoïde, il n'y ait pas de glycogène. Mais alors le glycogène se rencontre dans les cellules sans pyrénoïde et le plus souvent sous forme de grains plastidiens plus ou moins gros. D'après nos observations, quand il y a un pyrénoïde et s'il y a du glycogène, on remarque autour du pyrénoïde une zone peu nette qui se colore en brun plus ou moins intense. Le glycogène se forme donc au début autour du pyrénoïde, jamais dans celui-ci. Au fur et à mesure que les cultures se développent, le glycogène s'accumule dans le chromatophore; si le chromatophore se fragmente, chacun des grains formés renferme du glycogène. Nous avons noté ces aspects dans les descriptions de nos cultures.

Sur gélose à l'obscurité, on observe le phénomène que nous avons signalé : la disparition du pyrénoïde due à l'absence de lumière. Mais ce n'est pas aussi général que dans les milieux liquides. On observe la production de glycogène à l'obscurité, toutefois beaucoup moins abondamment qu'à la lumière, même pour les corps très favorables.

Ces quelques observations semblent donc donner un certain appui à l'opinion d'Acton. Remarquons cependant que dans nos cultures maintenues dans des conditions normales, nous avons toujours observé un pyrénoïde. Ce n'est que dans les cultures expérimentales, donc dans des conditions artificielles, que nous avons observé la disparition du pyrénoïde. Nous ne voyons donc pas, dans nos expériences, un argument fondamental pour diminuer la valeur systématique du pyrénoïde. On pourrait supposer que dans la nature des conditions spéciales amenant la disparition du pyrénoïde se produisent, ces conditions nous paraissent pourtant exceptionnelles.

Divers auteurs ont d'ailleurs aussi signalé la disparition du pyrénoïde par suite des cultures artificielles. Chodat [44] écrit : « On ne » voit pas toujours le pyrénoïde, surtout si les cellules sont gorgées » d'huile ou de graisse. Il faut pour bien étudier le pyrénoïde, cultiver » ces Algues sur un milieu agarisé sans glucose ou additionné d'un » sucre tel que le galactose, l'addition de glucose amène rapidement » une décoloration et favorise l'accumulation de la graisse. L'addition » de peptone maintient la couleur verte dans presque tous les cas ».

Grintzesco [61] constata que *Scenedesmus acutus* Meyen, cultivé sur gélose en présence de glucose (1 à 2 °/₀), montre une désorganisation du chromatophore, « le pyrénoïde n'est plus visible que dans les cellules jeunes. » En gélatine glucosée le chromatophore est vert pâle, des gouttelettes d'huile empêchent de voir le pyrénoïde. Dans les cultures sur porcelaine poreuse il se produit des granulations incolores empêchant de voir le pyrénoïde. Enfin, dans le vide, les cellules sont d'un vert pâle, arrondies, le chromatophore est granuleux sans pyrénoïde.

Grintzesco [52] fait la remarque que *Chlorella vulgaris* Beijerinck, dans de mauvaises conditions de culture, présente une désorganisation du chromatophore ; il y a apparition de gouttes d'huile et disparition du pyrénoïde. Cette Algue a un pyrénoïde toujours visible sur gélose glucosée.

Krüger [74] indique que, chez *Chlorothecium saccharophilum*, la plastide des cellules normales est nette, à contenu tantôt homogène, tantôt finement granulé. Dans les cultures nourries abondamment, la plastide perd cet aspect, elle devient grossièrement granulée, la plastide n'est pas nettement délimitée, elle est parfois difficile à distinguer.

Ces quelques citations montrent que nous ne sommes pas les premiers qui avons constaté la disparition expérimentale du pyrénoïde. Il était pourtant intéressant de rappeler ces observations et de les comparer d'une part avec l'opinion d'Acton, d'autre part avec celle de tous les systématiciens algologistes. Nous avons expliqué pourquoi nous pensons que les faits expérimentaux ne modifient pas la valeur systématique du pyrénoïde. Les Algues vivant dans la nature s'y trouvent dans des conditions que nous qualifions de normales, en milieu liquide le plus souvent, soumises à l'action de la lumière, toutes conditions favorisant l'apparition et la présence constante du pyrénoïde.

Le pyrénoïde de *Chlorella luteo-viridis* présente l'aspect normal, bien connu de tous. Voir pour les détails, Boubier [34 et 35]. Il est formé par un petit cristal polyédrique (fig. 17, B; 29, C) pouvant mesurer $1\ \mu$ en diamètre. Il est seul à occuper la cavité pyrénoïdienne; rarement, nous avons constaté, côte à côte, deux pyrénoïdes dans une cavité commune (fig. 10, A, *a*). Peut-être faut-il voir là un stade de la division de cet organe. La cavité pyrénoïdienne est clôturée par une zone étroite de teinte vert foncé. Ajoutons qu'immédiatement autour du pyrénoïde il y a une zone ombrée, qui tranche sur la partie claire représentant la cavité pyrénoïdienne (fig. 29, C).

Nous ferons encore une remarque au sujet de l'apparition du pyrénoïde dans les cultures. Dans les milieux organiques qui ont été épuisés par l'Algue, les cellules redeviennent vertes et normales après avoir présenté les transformations caractéristiques des corps organiques ajoutés. C'est ainsi que sur gélose au saccharose, les cultures jaunes, dans les premiers temps, deviennent d'un beau vert quand le sucre a été utilisé.

Le *glycogène* est un corps hydrocarboné de réserve dont la présence n'a guère été signalée chez les Algues vertes. L. Errera [54] ne l'a pas signalé chez ces organismes; Clautriau [47] ne le signale pas non plus. La mention de la présence du glycogène chez une Algue se trouve faite par Beijerinck [18]. D'après cet auteur, *Chlorella variegata* bien nourrie présente des cellules remplies de glycogène. *Chlorella luteo-viridis* est une Algue très voisine de *C. variegata*, elle est panachée comme cette dernière dans certaines conditions de culture (en présence de sucres). La substance, colorée en brun par l'iode, et que nous désignons comme glycogène, est peut-être un hydrate de carbone voisin du glycogène. Si on décolore par l'hydrate de chloral, après action de l'iode, la substance brune pâlit de plus en plus, puis se décolore. Elle diffère de l'amidon qui se présente, chez *Chlorella vulgaris* Beijer. par exemple, sous forme de grains d'un bleu plus ou moins foncé. Chez *Chlorella luteo-viridis* la substance brune est diffuse dans la plastide. Exceptionnellement nous avons vu qu'elle prend, par l'action de l'hydrate de chloral, une teinte violacée. Une étude chimique seule permettra de dire la nature véritable de cet hydrate de carbone de *Chlorella luteo-viridis*. Wille dans les « Pflanzenfamilien », de Engler et Prantl, signale le glycogène comme réserve chez les *Chlorella*, mais il ne spécifie pas l'espèce ou les espèces où ce corps a été rencontré. Ajoutons que Krüger [74] indique qu'il existe chez *Prototheca Zopfii*, *Chlorella protothecoides* et *Chlorothecium saccharophilum* des grains qui se colorent en brun par l'iode. Il s'agit ici aussi peut-être de glycogène.

Nous avons déjà signalé les relations que nous avons trouvées entre le pyrénoïde et le glycogène (voir p. 294). De l'examen des tableaux pp. 182 et 188, nous pouvons tirer certaines conclusions concernant les rapports qu'il y a entre la présence de glycogène et la formation de substances grasses. Il paraît généralement que lorsque dans les cellules il se produit du glycogène, il n'y a pas production de graisses et vice-versa. Les cas où nous avons constaté la présence simultanée de glycogène et de graisse dans les mêmes cultures sont rares et se rapportent principalement aux cultures avec sucres ou gommes. L'examen des cultures en milieu liquide a prouvé que l'obscurité favorise surtout la formation de corps gras dans les cellules; on s'en convaincra en comparant les tableaux pp. 182 et 183.

L. Errera [54] a noté qu'il y a peut-être des rapports entre le glycogène et les graisses. On lit entre autres : « On devra également rechercher s'il existe un lien étroit entre la présence du glycogène et la » transformation oléagineuse subie par le protoplasme dans les kystes, » les oospores et en général dans toutes les cellules qui passent à l'état » de repos. » D'après Errera également, Em. Marchal a montré que « les plasmodes de la Chytridiacée *(Asterocystis radicis)* contiennent » beaucoup de glycogène. Ces masses se fragmentent en zoospores. » Dans les spores durables, il n'y a pas de glycogène, mais en revanche » une masse huileuse. »

Les remarques que nous avons faites sur la présence du glycogène et des matières grasses chez *Chlorella luteo-viridis* viennent appuyer d'un fait précis les vues de L. Errera.

D'après ce que nous venons de voir, l'histoire des réserves chez la Protococcacée que nous avons étudiée peut se résumer comme suit : 1) formation d'un pyrénoïde; 2) production de glycogène aux dépens du pyrénoïde; 3) transformation du glycogène en substances huileuses.

Dans nos expériences, nous avons caractérisé les substances grasses par le Soudan III, le glycogène par l'iode. Nous avons suivi les indications fournies par L. Errera [54] et Clautriau [46, 47].

Description de **CHLORELLA LUTEO-VIRIDIS**

Chlorella luteo-viridis, Chodat, nov. spec. (1).

« Cellulae globosae, chlorophoro parietali plus minus repando, parietum cellulae partim tantum tegente, pyrenoide instructo, sporis binis vel pluribus, saepe in eadem cellula in aequalibus multiplicatae. Coloniae in agare nutritivo, sine saccharo, intense virides nitentes orbiculares, haud rugosae, in agare saccharato *mox marginae citrinae*, centro viridi, demum lutescentes. Species gelatinam haud liquefacit. *var. lutescens Chodat, nov. var.*

Dim. : 10-15 μ ; 8-10 μ ; sporae 2-5 μ.

Coloniae citius lutescentes. — R. Chodat, cult. nº III, H. Kufferath, cult. nº 38. — A *Chlorella vulgaris* Beijer. magnitudine cellularum, colonii lutescentibus sat diversa.

Nous ajouterons à cette diagnose du Prof. Chodat quelques renseignements complémentaires résultant de nos recherches :

Algue verte de la famille des Protococcacées, cellules sphériques ayant normalement 10 à 15 μ de diamètre; en cultures additionnées de corps organiques le diamètre peut atteindre 25.2 μ; en présence de gomme arabique les cellules peuvent mesurer 29.4 × 31.5 μ et 48.3 × 56.7 μ; plastide verte en cloche pourvue normalement d'un pyrénoïde cristalliforme; noyau petit, sphérique; membrane à doubles contours, du moins pour les cellules adultes; pas de spores mobiles; formation de spores par transformation des cellules végétatives en sporanges; le contenu cellulaire se divise et forme deux à huit cellules-filles (rarement plus), qui s'isolent et s'entourent d'une membrane. On remarque souvent qu'une des cellules-filles est plus développée que les autres. La mise en liberté des spores a lieu par éclatement de la membrane du sporange, les cellules-filles peuvent rester unies un certain temps, mais le cénobe ainsi formé se défait et se résout en cellules sphériques isolées; les jeunes cellules n'ont pas de membrane différenciée; dans certaines cultures elles peuvent se diviser par simple bipartition (fig. 24, A, 28, D); substances de réserve : glycogène (?) et huile, pas d'amidon. En présence d'acétates, il y a formation de carbonates.

---

(1) Bull. de la Soc. royale de Botanique de Belgique (1912) t. 49, p 322.

L'épaisseur de la membrane des cellules adultes est ordinairement de 0.5 μ environ ; dans les cultures avec gomme arabique, l'épaisseur atteint 1.25 μ ; sur gélose tartrate de K de 1.8 à 2.5 μ, en présence de triéthylamine de 1.25 μ et isobutylsulfate de K 1.25 à 1.8 μ. Dans certains cas, la membrane présente en coupe des épaississements irréguliers donnant à la paroi l'aspect d'un chapelet perlé ainsi que l'ont montré des cellules cultivées en présence d'urée, acétate de K, saccharose, saponine, acétate de Ca. En présence de corps très défavorables tel que l'acide tartrique, l'acide salicylique, on peut observer la formation d'une seconde membrane autour du protoplaste.

ERRATA

Page 2, dernière ligne, au lieu de : 1913, vol. 51, lire : 1912, vol. 49.
» 4, » » » : Omeliansky, lire : Omelianski.
» 50, 9e ligne, » : miscroscopiques, lire : microscopiques.
» 94, 10e » lire Navicula minuscula au lieu de N. minutissima.
» 94, 26e » au lieu de : benzènesulfonate de K, lire : benzènesulfonate de Ba.
» 118, 3e » (en bas), ajouter après, seize jours : à la lumière.
» 140, 2e » ajouter après, Stichococcus bacillaris : var. major.
» 169, ajouter après la dernière ligne : Acides bibasiques tétravalents : acide tartrique.

EXPLICATION DES PLANCHES

CHLORELLA LUTEO-VIRIDIS CHODAT, VAR. LUTESCENS Chodat.

Planche I

Cultures à l'obscurité.

1. Culture sur gélose au saccharose (2 $^{0}/_{0}$). Culture très forte d'un vert foncé un peu jaunâtre.
2. Culture sur gélatine (15 $^{0}/_{0}$). Colonie d'un vert foncé.
3. Liquide minéral calcique gélosé et lactosé (1.5 $^{0}/_{0}$). Colonie vert pâle, étalée.
4. Culture sur gélose à l'acétate de calcium (1 $^{0}/_{0}$). Colonie brunâtre, tuberculeuse (CO^3Ca).
5. Culture sur gélose à l'acétate de potassium (1 $^{0}/_{0}$). Colonie d'un vert foncé, tuberculeuse (CO^3Ca).
6. Culture en gélose à l'asparagine (1 $^{0}/_{0}$) (gélose liquéfiée). Culture d'un vert foncé.

Cultures à la lumière.

7. Culture sur gélose au saccharose (2 $^{0}/_{0}$). Culture très forte d'un vert foncé, jaune sur les bords.
8. Culture sur gélatine (15 $^{0}/_{0}$). Colonie d'un vert foncé.
9. Culture sur gélose lactosée (1.5 $^{0}/_{0}$), Colonie vert foncé, étalée.
10. Culture sur gélose à l'acétate de calcium (1 $^{0}/_{0}$). Colonie brune, surface tuberculeuse (CO^3Ca).
11. Culture sur gélose à l'acétate de sodium (1 $^{0}/_{0}$). Colonie verte, surface tuberculeuse (CO^3Ca).
12. Culture sur gélose à l'acétate de potassium (1 $^{0}/_{0}$). Colonïe vert foncé, surface tuberculeuse (CO^3Ca)
13. Culture sur gélose glycérinée (5 $^{0}/_{0}$). Colonies vertes ponctiformes.
14. Culture sur gélose au malate de sodium (1 $^{0}/_{0}$) Colonie vert foncé, étalée.
15. Culture sur gélose à la gomme adragante (1 $^{0}/_{0}$). Colonies vert pâle, ponctiformes.
16. Culture sur gélose à l'éthylamine (5 $^{0}/_{0}$). Culture vert pâle, étalée.
17. Culture sur gélose à l'antipyrine (1 $^{0}/_{0}$). Colonie vert pâle, étalée.
18. Culture sur gélose à la morphine (1 $^{0}/_{0}$). Colonie vert foncé, étalée.
19. Culture sur gélose à l'anthracène (1 $^{0}/_{0}$). Colonie vert foncé.

Les cultures photographiées étaient âgées de deux mois à deux mois et demi. Grandeur environ 1/3 grandeur naturelle.

Planche II

Cultures à la lumière

1. Culture sur gélose au tartrate de potassium (1 $^{0}/_{0}$). Culture vert foncé, étalée.
2. Culture sur gélose à la propylamine (5 $^{0}/_{0}$). Culture verte, étalée.

Cultures à l'obscurité

3. Culture sur gélose au tartrate de potassium (1 °/₀). Culture vert pâle, étalée.
4. Culture sur gélose à la propylamine (5 °/₀). Culture vert pâle.
5. Culture sur gélose glucosée (1 °/₀). Culture forte, vert foncé.
6. Culture sur gélose au gluten-caséine (1 °/₀). Culture vert pâle, un peu étalée.
7. Culture sur gélose glycérinée (5 °/₀). Culture verte.
8. Culture sur malate de calcium (1 °/₀). Culture vert pâle, étalée.
9. Culture sur gélose à la gomme adragante (1 °/₀). Culture brun-vert, ponctiforme.
10. Culture sur gélose à l'éthylamine (5 °/₀). Culture vert pâle.
11. Culture sur gélose à l'antipyrine (1 °/₀). Culture vert pâle.
12. Culture sur gélose à la morphine (1 °/₀). Culture verte.
13. Culture sur gélose à l'anthracène (1 °/₀). Culture verte.

Cultures à la lumière

14. Culture en milieu calcique à l'acétate de potassium (1 °/₀). Dépôt vert foncé, pellicule verte grimpant le long des paroïs du tube au-dessus du liquide.
15. Culture en milieu calcique au tartrate de potassium (1 °/₀). Dépôt vert foncé, faible pellicule verte grimpant le long des parois du tube au-dessus du liquide.
16. Culture en milieu calcique à la glycérine (5 °/₀). Dépôt vert.

Cultures à l'obscurité

17. Culture en milieu liquide au raffinose (1 °/₀). Dépôt vert pâle, faible pellicule verte grimpant le long des parois du tube au-dessus du liquide.
18. Culture en milieu liquide à l'acétate de potassium (1 °/₀). Dépôt vert jaunâtre, faible.
19. Culture en milieu liquide à la glycérine (5 °/₀). Dépôt vert pâle.

Les cultures sur gélose étaient âgées de deux mois et demi ; les cultures en milieu liquide de trois mois. Environ 1/3 grandeur naturelle.

Planche III

Cultures à la lumière.

1. Culture sur gélose à l'asparagine (0.5 °/₀).
2. Culture sur gélose à la gomme arabique (1 °/₀).
3. Culture sur gélose au lévulose (1 °/₀).
4. Culture sur gélose à l'antipyrine (0.5 °/₀) et au glucose (0.5 °/₀).

Cultures à l'obscurité.

5. Culture sur gélose à l'asparagine (0.5 °/₀).
6. Culture sur gélose à la gomme arabique (1 °/₀).
7. Culture sur gélose à l'antipyrine (0.5 °/₀) et au glucose (0.5 °/₀).

Cultures âgées de un mois et dix jours. — Grandeur naturelle.

PLANCHE IV

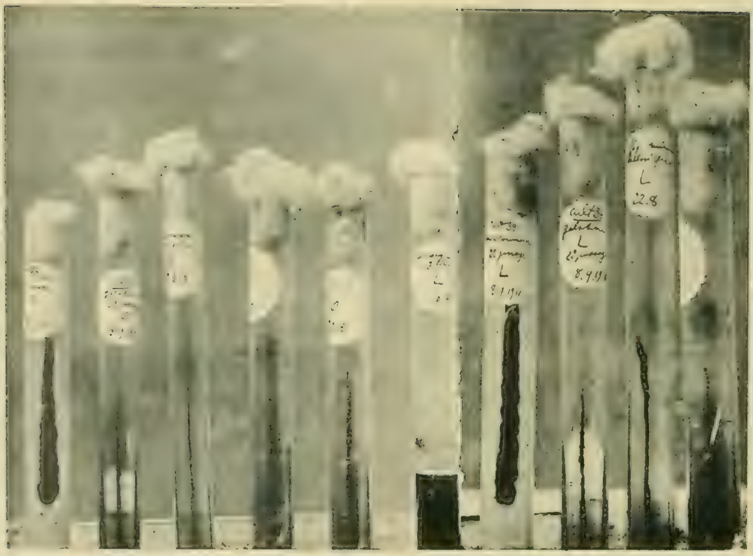
Cultures à la lumière

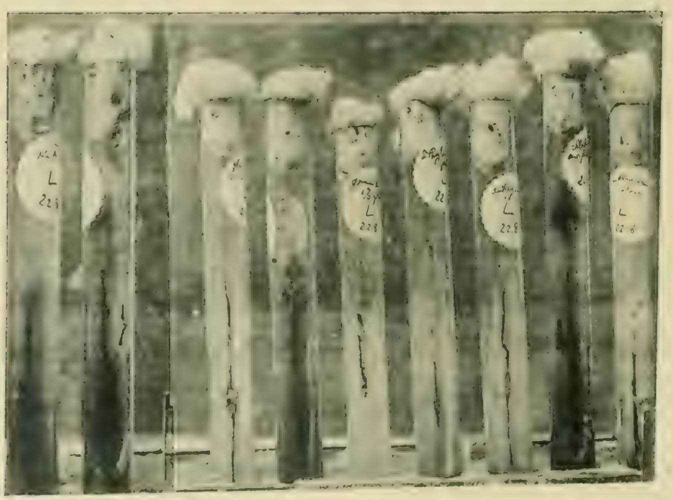
1. Culture sur gélose à la dextrine (1 °/₀), après deux mois.
2. Culture sur gélose au glucose (1 °/₀), après deux mois.
3. Culture sur gélose au mannose (1 °/₀), après deux mois.
4. Culture sur gélose, mannose (0.5 °/₀) et citrate de Ca (0.5 °/₀), après un mois et demi.
5. Culture sur gélose, asparagine (0.5 °/₀) et citrate de Ca (0.5 °/₀), après un mois et demi.
6. Culture sur gélose à l'oxalate de potassium (0.5 °/₀), après un mois et demi.

Cultures à l'obscurité

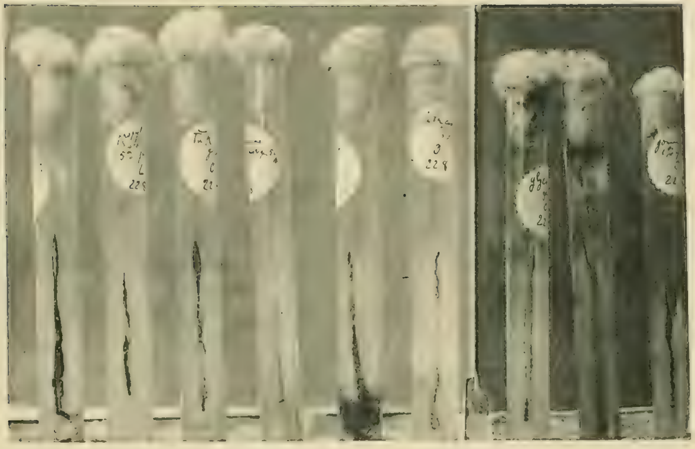
7. Culture sur gélose au mannose (0.5 °/₀) et citrate de Ca (0.5 °/₀), après un mois et demi.
8. Culture sur gélose, asparagine (0.5 °/₀) et citrate de Ca (0.5 °/₀), après un mois et demi.
9. Culture sur gélose à l'oxalate de potassium (0.5 °/₀), après un mois et demi.

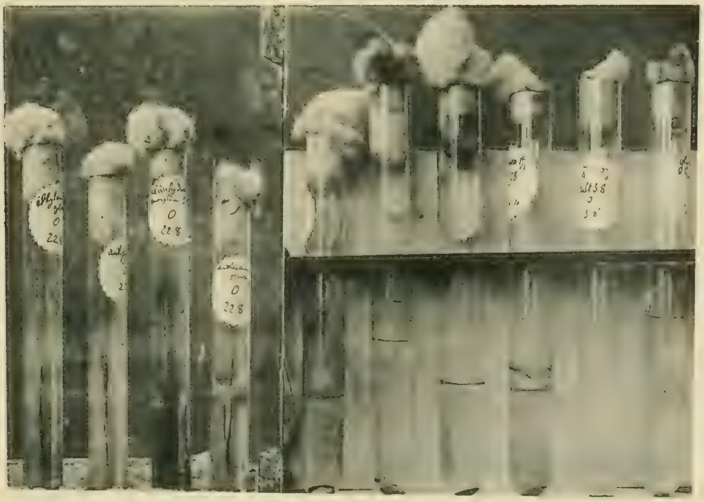
Grandeur naturelle.
Photographies non retouchées de M. Félix Lambert, à Bruxelles.


1
2
3
4
5
6
7
8
9
10

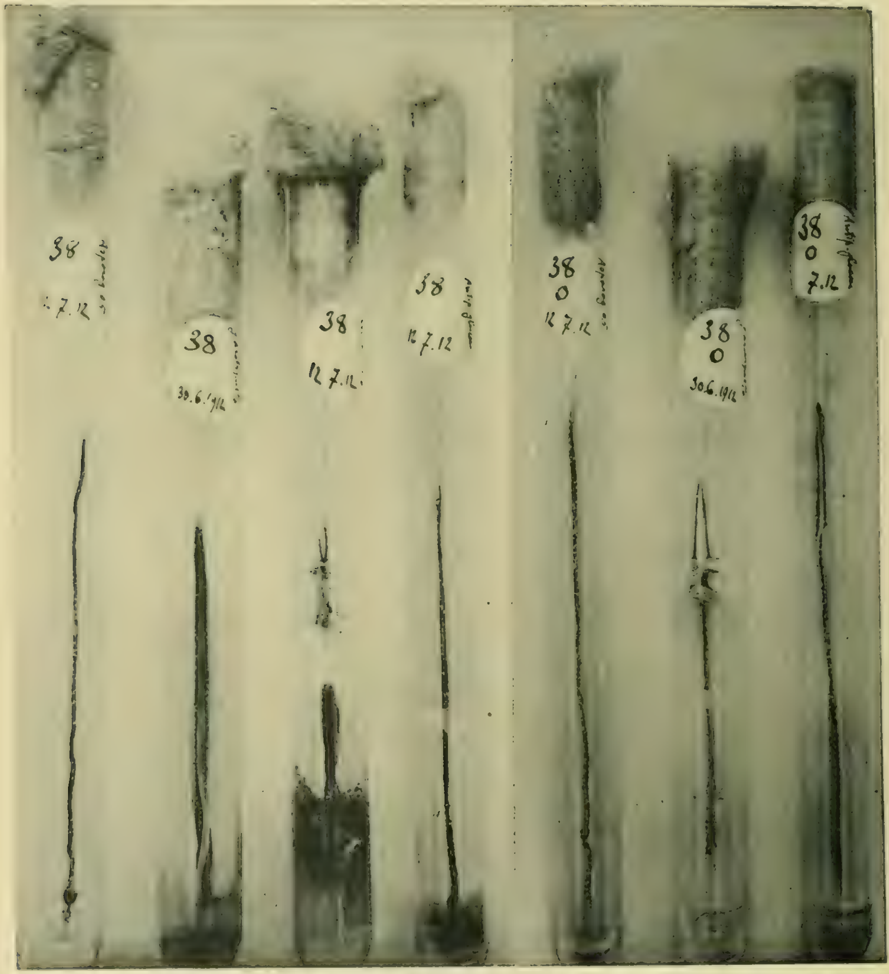

11
12
13
14
15
16
17
18
19

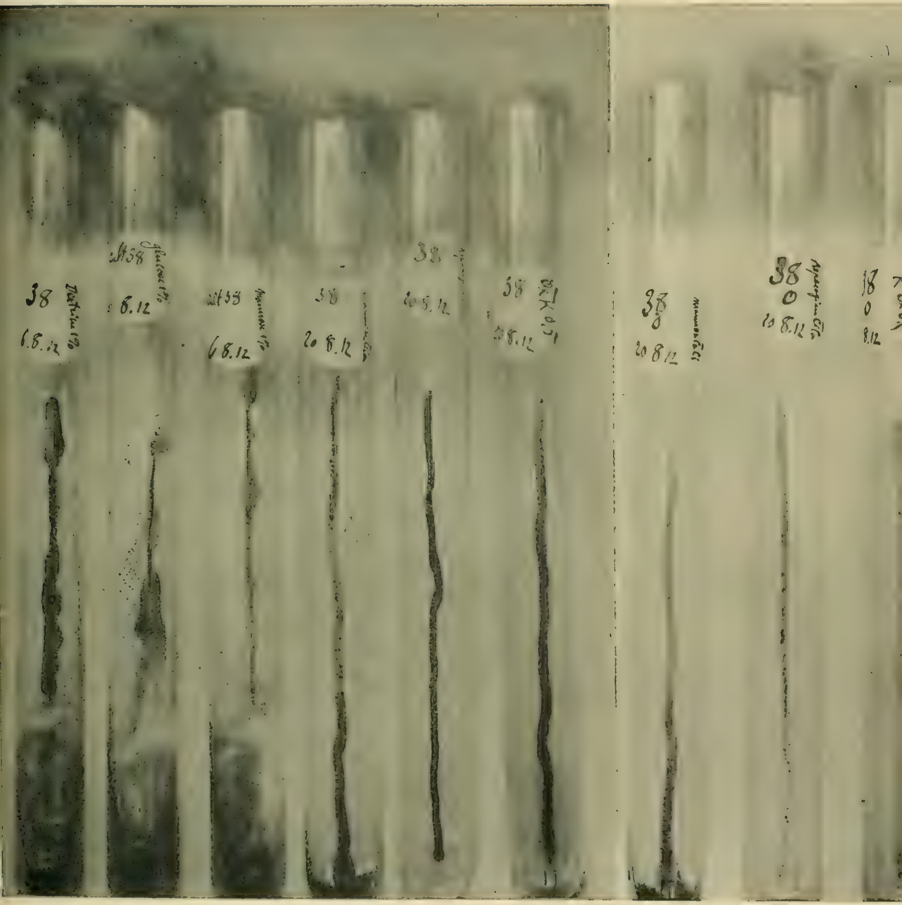
PL. II.




10
11
12
13
14
15
16
17
18
19

Pl. III.


38
7.12
38
30.6.1912
38
12.7.12
38
12.7.12
38
0
12.7.12
38
0
30.6.1912
38
0
7.12
1
2
3
4
5
6
7


38
Dextrine 1%
6.8.12
38
Glucose 1%
6.8.12
38
6.8.12
38
20 8.12
38
20 8.12
38
K 0,5
20 8.12
38
0
20 8.12
38
0
20 8.12
38
0
8.12
1
2
3
4
5
6
7
8
9

BIBLIOGRAPHIE

1. Acton, E. — *Coccomyxa subellipsoidea, a new member of the Palmellaceae.*
   Annals of Botany, vol. XXIII, 1909, pp. 573-577.
2. Acton, E. — *Botrydina vulgaris, Brébisson, a primitive lichen.*
   Annals of Botany, vol. XXIII, 1909, pp. 579-585.
3. Adjarof, M. — *Recherches expérimentales sur la physiologie de quelques Algues vertes.*
   Institut botan. Univers. Genève, 6e série, VIIe fasc., 1905, p. 104.
4. Artari, A. — *Der Einfluss der Konzentrationen der Nährlösungen auf die Entwickelung einiger grüner Algen und Pilze.*
   I, 1904. Pringsheim's Jahrbücher f. wissentsch. Botanik, Bd. XL, pp. 593-613.
5. Idem, *II*, 1906. Pringsheim's Jahrbücher f. wissentsch. Botanik, Bd. XLIII, pp. 177-214.
6. Idem, *III*, 1909. Pringsheim's Jahrbücher f. wissentsch. Botanik, Bd. XLVI, pp. 443-452.
7. Artari, A. — *Ueber die Entwickelung der grünen Algen unter Ausschluss der Bedingungen der Kohlensäure Assimilation.*
   Bull. des Natur. de Moscou, 1899, n° 1.
8. Artari, A. — *Untersuchungen über die Entwickelung und Systematik einiger Protococcoïden.*
   Inaugur Diss , Bull. Soc. Imp. des Natur. de Moscou, 1892.
9. Artari, A. — *Zur Frage der Ernährung der Flechtengonidien mit organischen Verbindungen.*
   Sitzb. d. Kais. Naturf.-Gesellsch. in Moskau, 15-27 oct. 1898 (*en russe*).
10. Artari, A. — *Zur Ernährungsphysiologie der grünen Algen.*
    Berichte der deutsch. Botan. Gesellsch., 1901, Bd. XIX, pp. 7-9.
11. Artari, A. — *Ueber die Bildung des Chlorophylls durch grüne Algen.*
    Berichte der deutsch. botan. Gesellsch., 1902, Bd. XX, pp. 201-207.
12. Artari, A. *Zur Frage der physiologischen Rassen einiger grünen Algen.*
    Berichte der deutsch. botan. Gesellsch., 1902, Bd. XX, p. 172.
13. Baumgarten, P. V. — *Die osmologische Auffassung der Hämolyse und Bakteriolyse.*
    Bioch. Zeitschr., Bd. XI, 1908, pp. 21-35.
    Résumé dans Bull. de l'Institut Pasteur, 1909, p. 262.
14. Beauverie, J. — *Les méthodes de la Biométrie appliquées à l'étude des levures.*
    Comptes rendus de la Soc. de Biologie, 1912, t. LXXII, pp 142-143.
15. Beijerinck, M. W. — *Culturversuche mit Zoochlorellen, Lichenengonidien und anderen niederen Algen.*
    Botan. Zeitung, 1890, Bd, 48, p. 725, Taf. VII.
16. Beijerinck, M. W. — *Bericht über meine Kulturen niederer Algen auf Nährgelatine.*
    Centralbl. f. Bakt., 1893, Bd. 13.
17. Beijerinck, M. W. — *Ueber Oligonitrophilen Mikroben.*
    Centralbl. f. Bakter., II. Abt., 1901, Bd. VII, pp. 561-582.
18. Beijerinck, M. W. — *Chlorella variegata, ein bunter Mikrob.*
    Recueil des travaux botan. néerlandais, 1904, n° 1, pp. 14-27.
19. Benecke, W. — *Ueber Kulturbedingungen einiger Algen.*
    Botanische Zeitung, 1898, pp. 83-96.
20. Benecke, W. — *Die von der Cronesche Nährlösung.*
    Zeitschr. f. Botanik., 1909, Bd. I, pp. 235-252.
21. Bertarelli.
    Centralbl. f. Bakt., II. Abt., 1903, Bd. X, p. 739.
22. Bialosuknia, W. — *Recherches physiologiques sur une Algue, le Diplosphaera Chodati, Bial.*
    Institut botan., Univers. de Genève, 1911, 8e série, VIe fasc., p. 14.

23. Billecki, J. — *Sur le développement de la bactéridie charbonneuse dans les solutions d'acides aminés.*
Comptes rendus Soc. de Biol., 1911, pp. 100-102.

24. Bierema, St. — *Die Assimilation von Ammon-, Nitrat-, und Amidstickstoff durch Mikroorganismen.*
Centralbl. f. Bakt., II. Abt., 1909, Bd. 23, pp. 672-726.

25. Bokorny, Th. — *Ueber Stärkebildung aus Formaldehyd.*
Berichte d. deutsch.-botan. Gesells., 1891, Bd. IX, pp. 103-106.

26. Bokorny, Th. — *Ernährung grüner Pflanzenzellen mit Formaldehyd.*
Landwirtsch. Jahrbuch., Berlin, 1892, p. 445.

27. Bokorny, Th. — *Ueber den Einfluss des Calciums und Magnesiums auf die Ausbildung der Zellorgane.*
Botan. Centralbl., Bd. XII, 1, 1895.

28. Bokorny, Th. — *Ueber die organische Ernährung grüner Pflanzen und ihre Bedeutung in der Natur.*
Biolog. Centralbl., Bd. XVII, 1897, p. 1.
Cité par Lutz dans Ann. Sc. natur., 8^e^ série, t. 7, 1898. p. 7.

29. Bokorny, Th. — *Ueber die Assimilation des Formaldehyds etc...*
Archiv. fur die ges. Physiol., 1908, Bd. 125, p. 467.

30. Bokorny, Th. — *Kohlensäure Assimilation und die Nährung der Pflanzen mit Formaldehyd.*
Archiv. Physiol. (Pfluger), Bd. 128, 1908, n° 10-12.

31. Bokorny, Th. — *Beobachtungen über Pilze welche Methylalkohol als C.-Quelle verwenden können.*
Centralbl. f. Bakt., II. Abt., Bd. 29, p. 176.

32. Bokorny, Th. — *Ueber die Einwirkung von Methylalkohol und anderen Alkoholen auf grüne Pflanzen und Mikroorganismen.*
Centralbl. f. Bakt., II. Abt., Bd. 30, 1911, pp 53-64.

33. Bokorny, Th. — *Einwirkung einiger basischer Stoffe auf Keimpflanzen, Vergleich mit der Wirkung auf Mikroorganismen.*
Centralbl. f. Bakt., II. Abt., Bd. 39, 1912, pp. 587-605.

34. Boubier, A. M. — *Contribution à l'étude du pyrénoïde. I, La membrane pyrénoïdienne.*
Bull. Herbier Boissier, t. VII, 1899, pp. 451-458.

35. Boubier, A. M. — *Le pyrénodesme des Spirogyres.*
Bull. Herbier Boissier, t. VII, 1889, p. 554.

36. Bouilhac, R. — *Influence de l'aldéhyde formique sur la végétation de quelques algues d'eau douce.*
Comptes rendus Acad. sc. Paris, 1903, vol. 135, p. 1369.

37. Borge, O. — *Uber die Rhizoidenbildung bei einigen fadenförmigen Chlorophyceen.*
Upsala 1894.

38. Brown, O. H. — *The effect of quinine on cultures of Pneumococci.*
Proceed. Amer. Soc. of Biol. Chem. 1912, mars, p. 36.

39. Brunnthaler, J. — *Der Einfluss äusserer Faktoren auf Glœothece rupestris (Lyngb.) Born.*
Sitzsber. d. Kais. Akad. d. Wissens., Math.-Nat.-Kl., 1909, Bd. CXVIII, Heft V, pp. 500-571 — 3 pl.

40. Charpentier, P.-G. — *Alimentation azotée d'une Algue, le Cystococcus humicola.*
Annales de l'Institut Pasteur, 1903, mai. p. 321.

41. Charpentier, P.-G. — *Recherches sur la physiologie d'une Algue verte.*
Annales de l'Institut Pasteur, 1903, Juin, p. 369.

42. Chodat, R. et Goldfluss, M. — *Note sur la culture des Cyanophycées.*
Bullet. Herbier Boissier, 1897.

43. Chodat, R. — *Algues vertes de la Suisse. — Pleurococcoïdes. — Chroolepoïdes.*
1902.

44. Chodat, R. — *Étude critique et expérimentale sur le polymorphisme des Algues.*
Genève, 1909.

44a. Chodat, R. — *Principes de Botanique.* 2^e^ édition, 1911.

45. Ciamician, G. et Ravenna, G. - *On the action of some organic substances on plants.*
Gaz. chim. Ital., 1908, vol. 38, I, n° 6, p. 682-697.

46. Clautriau, G. — *Étude chimique du glycogène chez les Champignons et les levures.*
Mém. couronnés, Acad. Roy. de Belg., t. LIII, 1895.

47. Clautriau, G. — *Les réserves hydrocarbonées des Thallophytes.*
Miscellanées biologiques, Paris, 1899.

48. Comère, J. — *De l'action des eaux salées sur la végétation de quelques algues d'eau douce.*
Nuova Notarisia, Gênes, 1903.

49. Comère, J. — *De l'influence de la composition chimique du milieu sur la végétation de quelques algues chlorophycées.*
Bull. Soc. botan. France, t. 52, 1905, pp. 226-241.

50. Comère, J. — *Du rôle des alcaloïdes dans la nutrition des algues.*
Bull Soc. botan. France, t. 57, 1910, pp. 277-280.

51. Cook, M. T. — *The toxic properties of tannin.*
Science, n. sér. 31, 1910, n° 802, pp. 751-752.

52. Dox, A. W. — *Behaviour of molds towards the stereoisomers of unsatured dibasic acids.*
Journ. of Biol. chem., vol. VIII, 1910, p. 265.

53. Dox, A. W. et Day, E. N. — *Pentosans in lower fungi.*
Journ. of Biol. chem., vol. IX, 1911, p. 267.

54. Errera, L. — *Glycogène et paraglycogène chez les végétaux. — Bibliographie du glycogène et du paraglycogène.*
Recueil de l'Institut botanique, Bruxelles, t. I.

55. Fischer, A. — *Die Empfindlichkeit der Bakterienzelle und das baktericide Serum.*
Zeitsch. f. Hygiene, 1900, Bd. 35, p. 1.

56. Frank, Th. — *Cultur und chemische Reizerscheinungen der Chlamydomonas tingens A. Braun.*
Botan. Zeitung, 1904, Bd. 62, I, pp. 52-188.

57. Franzen, H. — *Beiträge zur Biochemie der Mikroorganismen, Uber die Vergärung der Ameisensäure durch Bacillus Kiliense.*
Zeitsch. f. physiol. Chemie, 1910, Bd. 70, p. 19.
Résumé dans Centralbl. f. Bakt., II. Abt., 1911, Bd. 30, p. 69.

58. de Freudenreich, E. — *De la recherche du bacille coli dans l'eau.*
Ann. de micrographie, t. VIII, n^{os} 7 et 8.
Résumé dans Bull. Soc. Belge de Microsc., année 21, p. 150.

59. Gardner, N. L. — *Cytological studies in Cyanophyceae.*
Univ. of California, Botan , vol. 2, n° 12, 1906, pp. 237-296.

60. Gerassimow. — *Aetherkulturen von Spirogyra.*
Flora, 1905, Bd. 94, pp. 79-88.

61. Grintzesco, J. — *Recherches expérimentales sur la morphologie et la physiologie de Scenedesmus acutus Meyen.*
Bull. Herbier Boissier, 2^e série, 1902, n° 3.

62. Grintzesco, J. — *Contribution à l'étude des Protococcacées. — Chlorella vulgaris Beijer.*
Revue gén. de Botan., t. XV, 1903, pp. 1 et 67.

63. Herter, C. A. et ten Broeck, C. — *A biochemical study of Proteus vulgaris Hauser.*
Journ. of biol. chem., t. X, 1911, pp. 491-511.
Résumé dans Bull. Institut Pasteur, 1911, t. IX, p. 975.

64. Hamburger. — *Osmotischer Druck.*

65. Hansteen, B. — *Ueber das Verhalten der Kulturpflanzen zu den Bodensalzen, I, II.*
Jahrb. f. wiss. Botan., Bd. XLVII, Heft 3, 1910, pp. 289-376.

66 Hartwig, Franzen et Greve. — *Beiträge zur Biochemie der Mikroorganismen. II. Ueber die Vergärung der Ameisensäure durch Bacillus prodigiosus.*
Zeitsch. f. physiol. Chem., Bd. LXIV, 1910, pp. 169-261.

67. Idem. — *III, Ueber die Vergärung der Ameisensäure durch Bacillus Plymouthensis.*
Zeitsch. f. physiol. Chem , Bd. LXVII, 1910, pp. 251-296.

68. Harvey, H. W. — *The action of Poisons upon Chlamydomonas and other vegetable cells.*
Annals of Botany, vol. XXIII, 1909, pp. 181-187.

69. Hutchinson et Miller. — *The direct assimilation of inorganic and organic forms of nitrogen by higher plants.*
Centralbl. f. Bakt., II. Abt., 1911, Bd. 30, pp. 518-547.

70. Jacobsen, H. C. — *Kulturversuche mit einigen niederen Volvocaceen.*
Zeitschr. f. Botanik, 1910, Bd. II, Heft 3, pp. 145-210.

71. Karaffa. — *Zur Frage des Einflusses des Kochsalzes auf die Lebenstätigkeit der Mikroorganismen.*
Zeitschrift f. Hygiene, Bd. LXXI, 1912, p. 161.

72. Klebs, G. — *Die Bedingungen der Fortflanzung bei einigen Algen und Pilzen.* — 1896.

73. Kloumann, F. — *Beitrag zur Frage der Wirkung des Kaffeins auf Typhus- und Colibakterien.*
Centralbl. f. Bakt., I. Abt , Orig., 1904, Bd. 36, pp. 312-317.

74. Krüger, W. — *Beiträge zur Kenntnis der Organismen des Saftflusses der Laubbäume.*
Zopf's Beitr. z. Physiol. u. Morphol. niederer Organismen, 1894, Heft IV, p. 69-116.

75. Kuster, E. — *Kultur der Mikroorganismen.*
Leipzig et Berlin, 1907.

76. Lacomme, Galimard et Morel. — *Culture de microbes en milieux chimiquement définis.*
Comptes rendus Acad. sc. Paris, 1906, 13 Août, p. 349.

77. Lafar. — *Technische Mykologie.* Bd. I.

78. Laurent, Em. — *Études biologiques. I. Recherches physiologiques sur les levures.*
Annales de la soc. belge de Microsc., Mémoires, 1890, vol. 14, pp. 101-121.

79. Laurent, M. J. — *Recherches sur la nutrition des plantes vertes à l'aide de matières organiques.*
Revue génér. de Botan., 1904, t. XVI, p. 14.

80. Lewandowsky. — *Ueber das Wachstum von Bakterien in Salzlösungen von hoher Konzentration.*
Archiv. f. Hyg., 1904, Bd. 49, p. 49.
Cité par Lafar dans Technische Mykologie.

81. Lindet, L. — *Sur le pouvoir électif des cellules végétales vis-à-vis du dextrose et du lévulose.*
Comptes rendus Acad. sc. Paris, 1911, t. CLII, p. 777.
Résumé dans Bull. de l'Institut Pasteur, 1911, t. IX, p. 499.

82. Lindner, P., et Saito. — *Assimilierbarkeit verschiedener Kohlehydrate durch verschiedene Hefe.*
Wochensch. f. Brauerei, 1910, n° 41.
Résumé dans Bull. de l'Institut Pasteur, 1911, t. IX, p. 17.

83. Livingstone, B. E. — *Chemical stimulation of a green alga.*
Bull. Torr. Bot. Cl., 1905, vol. 32, p. 1.

84. Livingstone, B. E. — *Notes on the physiology of Stigeoclonium.*
Botan. Gaz., 1905, vol. 39, pp. 297-300.

85. Loeb, J. — *La dynamique des phénomènes de la vie.*
Alcan, 1908.

86. Loew, O. — *Note on balanced solution.*
Botan. Gaz., 1908, vol. 46, p. 302.

87. Loew, O. — *Ueber die Giftwirkung von Oxalsäuren Salzen und die physiologische Funktion des Calciums.*
Bioch. Zeitschr., vol. 38, p. 17.
Résumé dans Centralbl. f. Bakt., II. Abt., Bd. 34, 1911, p. 328.

88. Löhnis, F. — *Précis de bactériologie agricole et de technique expérimentale,* traduit par H. Kufferath. Bruxelles, Lamertin 1912.

89. Lutz, L. — *Recherches sur la nutrition des végétaux à l'aide de substances azotées de nature organique.*
Ann. des sc. natur., 8e série, t. 7, 1898, pp. 1-103.

90. Lutz, L. — *Recherches sur l'emploi de l'hydroxylamine comme source d'azote pour les végétaux.*
Comptes rendus du Congr. des soc. sav. en 1899. Sciences, pp. 130-138. Paris.

91. Lutz, L. — *Recherches sur la nutrition des thallophytes à l'aide des nitriles.*
Comptes rendus du Congr. des soc. sav. en 1900. Sciences, pp. 151-155. Paris.

92. Lutz, L. — *Recherches sur la nutrition des thallophytes à l'aide des amides.*
Bull. Soc. botan. France, 1901, vol. 48, pp. 325-334.

93. Lutz, L. — *Sur le rôle des alcaloïdes envisagé comme source d'azote pour les végétaux.*
Bull. Soc. botan. France, 1903, vol. 50, pp. 118-128.

94. Lutz, L. — *Sur l'emploi des substances organiques comme source d'azote pour les végétaux vasculaires et cellulaires.*
Bull. Soc. botan. France, 1905, vol. 52, pp. 194-202.

95. Massart, J. — *Sensibilité et adaptation des organismes à la concentration des solutions salines.*
Archives de Biologie, 1899, t. IX, pp. 515-570.

96. Matruchot, L., et Molliard, M. — *Variation de structure d'une Algue verte sous l'influence du milieu nutritif.*
Revue génér. de botan., 1902, vol. 14, p. 193.

97. Mazé, P., et Perrier, A. — *Recherches sur l'assimilation de quelques substances ternaires par les végétaux à chlorophylle.*
Annales de l'Institut Pasteur, 1904, pp. 721-747.

98. Meinhold, Th. — *Beiträge zur Physiologie der Diatomeen.*
Beitr. z. Biologie der Pflanzen, 1911, Bd. 10, pp. 353-379.

99. Migula, W. — *Ueber den Einfluss starkverdünnter Säurelösungen auf Algenzellen.*
Inaugural Dissert., Breslau, 1888.

100. Molliard, M. — *Les amines sont-elles assimilables par les plantes supérieures.*
Comptes rendus Acad. Sc. Paris, 1909, t. 149, pp. 685-687.

101. Moore, G. T. — *Methods of growing pure cultures of algae.*
Journ. App. Microscopy, 1903, vol. VI, pp. 2309-2314.

102. Oltmanns. — *Morphologie und Biologie der Algen*, vol. II, 1905.

103. Omeliansky, W. — *Bouillon au formiate de Na comme milieu pour le diagnostic différentiel des microbes.*
Centralbl. f. Bakt., II Abt., Bd. XIV, p. 673.

104. Ono, N. — *Ueber die Wachstumsbeschleunigung einiger Algen und Pilze durch chemische Reize.*
Journ. Coll. Sci., Imp. Univ., Tokyo, vol. XIII, part. I, 1900.

105. Osterhout, W. J. W. — *The resistance of certain marine algae to changes in osmotic pressure and temperature.*
Univ. of California public., Botany, vol. 2, 1906, p. 227.

106. Osterhout, W. J. W. — *The role of osmotic pressure in marine plants.*
Univ. of California public., Botany, vol. 2, 1906, p. 229.

107. Osterhout, W. J. W. — *On the importance of physiological balanced solutions for plants.*
Univ. of California public., Botany, vol. 2, 1906, p. 231.

108. Osterhout, W. J. W. — *The antitoxic action of potassium and magnesium.*
Univ. of California public., Botany, vol 2, 1906, p. 235.

109. Osterhout, W. J. W. — *The protective effect of sodium on plants.*
Jahrb. f. wiss. Botan., 2e ser., vol. 7, 1908, pp. 121-136.

110. Osterhout, W. J. W. — *On nutrient and balanced solutions.*
Univ. of California public., Botany, vol. 2, 1907, p. 317.

111. Paul, H. — *Die Kalkfeindlichkeit der Sphagna und ihre Ursache nebst einen Anhang über die Aufnahmefähigkeit der Torfmoose für Wasser.*
Mitt. der K. Bayr. Moorkulturanstalt, Stuttgart, 1908, Heft II, pp. 63-118.

112. Pfeffer. — *Pflanzenphysiologie*, II. Auflage.

113. von Prowazek. — *Einführung in die Physiologie der Einzellingen* (Protozoen).
Teubner, Leipzig, 1910.

114. Radais. — *Sur la culture pure d'une algue verte, formation de chlorophylle à l'obscurité.*
Comptes rendus Ac. Sc. Paris, 1900, t. CXXX, p. 793.

115. Reed, H. S. — *The value of certain nutritive elements to the plant cell.*
Annals of Botany, 1907, vol. XXI, pp. 501-543.

116. Richter, Ad. — *Ueber die Anpassung der Süsswasseralgen an Kochsalzlösungen.*
Flora, 1892, Bd. 75, pp. 2-56.

117. Richter, O. — *Zur Physiologie der Diatomeen I.*
Sitzber. d. K. Akad. d. Wiss. in Wien, Math.-Natur. Kl., 1906, Bd. CXV, Abt. I.

118. Richter, O. — *Zur Physiologie der Diatomeen II. Die Biologie der Nitzschia putrida Benecke.*
Denkschr. d. K. K. Akad. Wien, 1909, Math. Naturw. Kl. LXXXIV.

119. Richter, O. — *Die Ernährung der Algen.* — Leipzig 1911.

120. Robert. — *Influence du calcium sur le développement et la composition minérale de l'Aspergillus niger.*
Comptes rendus Ac. sc. Paris, 1911, t. CLIII, p. 1175.
Résumé dans Bull. Institut Pasteur, 1912, t. X, p. 295.

121. Schreiner, O., et Skinner, J. — *Ratio of phosphates, nitrate and potassium on absorption and growth.*
Botan. Gaz., vol. 50, 1910, pp. 1.

122. Schreiner, O., et Skinner, J. — *Some effects of a harmfull organic soil constituent.*
Botan. Gaz., vol. 50, 1910, pp. 161-181.

123. Senn, G. — *Ueber einige coloniebildende einzellige Algen.*
Botan. Zeitung, 1899, Bd. 57, pp. 39-104.

124. Sperlich, A. — *Ueber Salztoleranz bezw. Halophilie von Bakterien der Luft, der Erde und des Wassers.*
Centralbl. f. Bakt., II. Abt., Bd. 34, 1912, pp. 406-430.

125. Ssadikow, W. S. — *Ueber den Einfluss des Strychnins auf Bakterien.*
Centralbl. f. Bakt., I. Abt. orig., Bd. 60, 1911, pp. 417-425.

126. Teodoresco, Em. C. — *Recherches sur les mouvements de locomotion des organismes inferieurs aux basses températures.*
Ann. des Sc. Natur., Botan., 9^e^ série, 1909, t. IX, pp. 231-274.

127. Tobler, F. — *Zur Ernährungsphysiologie der Flechten.*
Berichte d. deutsch. botan. Gesells., 1911, Bd. 29, pp. 3-12.

128. Treboux, O. — *Organische Säuren als Kohlenstoffquelle bei Algen.*
Berichte d. deutsch. botan. Gesells., 1905, Bd. 22, pp 432-441.

129. Treboux, O. — *Die freilebende Alge und die Gonidie Cystococcus humicola in bezug auf die Flechtensymbiose.*
Berichte d. deutsch. botan. Gesells., 1912, Bd. 30, pp. 70-80.

130. Zumstein. — *Zur Morphologie und Physiologie der Euglena gracilis Klebs.*
Jahrb. f. wissents. Botan., 1900, Bd. 34, p. 174.

Nota. — Depuis le moment où ce travail fut rédigé il a paru un certain nombre de travaux importants sur la physiologie des Algues, notamment ceux de Artari, Beijerinck, Jacobsen, Pringsheim E. G., Ternetz, etc. Nous en rendrons compte dans un travail que nous comptons publier ultérieurement.

LISTE DES AUTEURS CITÉS

Acton, 293, 295, 296.

Adjaroff, 117, 139, 144, 156, 159, 240, 273, 275, 279.

Andreensen, 190, 212, 216, 224, 243, 250, 271.

Artari, 117, 140, 141, 143, 144, 149, 151, 156, 157, 158, 209, 210, 211, 212, 213, 214, 215, 221, 224, 228, 231, 235, 237, 239, 240, 241, 242, 243, 244, 246, 247, 248, 250, 251, 252, 273, 274, 291.

Baesler, 223.

Balbiani, 233.

Baumgarten, 145.

Beijerinck, 116, 117, 140, 141, 150, 154, 157, 158, 202, 203, 217, 219, 221, 224, 231, 240, 241, 247, 250, 271, 272, 273, 274, 278, 279, 291, 296.

Benecke, 139, 141, 142, 158, 160.

Bente, 207.

Bernthsen, 164.

Bialosuknia, 128, 198, 213, 215, 263, 269, 275.

Bielecki, 215, 233.

Bierema, 189, 198, 199, 202, 203, 205, 207, 208, 211, 213, 215, 217, 219, 221, 223, 225, 227, 231, 234, 235, 238, 243, 245, 248, 249, 253, 262, 263.

Binz, 267, 268.

Birner et **Lucanus**, 117.

Bokorny, 136, 139, 142, 189, 190, 193, 194, 195, 197, 198, 204, 205, 207, 209, 212, 214, 216, 219, 222, 225, 228, 232, 236, 237, 247, 257, 258, 259, 260, 261, 262, 263, 264, 265, 267, 275.

Borge, 224, 232, 236, 247.

Boubier, 296.

Bouilhac, 197, 239, 250, 251.

Brown, 213, 216, 223, 236, 263, 268.

Bruhne, 199, 203, 214, 215, 219, 223, 228, 231, 235, 273.

Brunnthaler. 139, 197, 209, 212, 223, 225, 235, 239, 263, 273, 274, 290.

Buchner, 220.

Charpentier, 224, 274.

Chick, 235, 241, 247, 248.

Chodat, 114, 117, 136, 146, 158, 159, 242, 273, 275, 279, 290, 291, 295, 298.

Ciamician et **Ravenna**, 261, 262, 269, 271.

Clautriau, 296, 298.

Comère, 150, 266, 267, 268, 269.

Cook, 264.

Czapek, 187, 235, 257, 269, 271.

Detmer, 117, 139, 144, 156, 215, 273.

de Vries, 145.

Diakonow, 199.

Dox, 220.

Dox et **Neidig**, 220.

Emmerling, 263.

Errera L., 134, 296, 297, 298.

Famintzin. 143.

Fischer, 132.

Frank, 139, 140.

Franzen, 199.

Franzen (voir aussi **Hartwig**).

de Freudenreich, 248.

Galimard (voir **Lacomme**).

Gardner, 290.

Gerassimow, 190.

Giemsa, 268.

Göppert, 268.

Greve (voir **Hartwig**).

Grintzesko, 117, 152, 157, 158, 209, 240, 241, 243, 247, 248, 250, 274, 279, 291, 295.

Hamburger, 134, 135.

Hansteen, 137, 138, 214, 216, 223, 235.

Hartleb, 228.

Hartwig, **Franzen et Greve**, 199.

Harvey, 260, 261, 264.

Herter, 246,

Herter et **ten Broeck**, 238, 248.

Hutchinson et **Miller**, 192, 193, 194, 195, 196, 197, 204, 205, 207, 213, 214, 216, 219, 223, 225, 232, 235, 236, 237, 257, 262, 263, 264, 265, 266, 267, 268, 269.

Jacobsen, 203, 209, 211, 213, 214, 215, 216, 222, 224, 232, 237, 242, 246, 250, 263, 275, 276.

Jensen, 199, 205, 208, 213, 231, 238.

Karaffa, 146.

Karsten, 142, 212, 242.

Klebs, 117, 119, 152, 209.

Klouman, 237

Knop, 117, 139, 140, 143, 153, 233, 242, 246, 250, 251, 262, 267.

Knörrich, 274.

Kossowitch, 224.

Krüger, 128, 141, 148, 149, 150, 152, 156, 157, 209, 210, 211, 224, 228, 240, 241, 243, 246, 247, 248, 250, 252, 253, 274, 279, 290, 295, 297.

Kufferath, 162, 298.

Kuster, 115, 116.

Lacomme, **Galimard** et **Morel**, 212, 225, 263.

Lafar, 145, 189, 192, 203, 205, 207, 208, 211, 212, 213, 214, 215, 217, 219, 220, 221, 223, 225, 228, 231, 233, 234, 235, 236, 238, 245, 248, 257, 261, 262, 263, 269, 271.

Laurent, **E.**, 145, 146, 163, 189, 190, 203, 204, 205, 207, 212, 213, 215, 217, 223, 225, 227, 231, 235, 239, 243, 245, 248, 249, 251, 252, 253, 260, 263, 264, 265, 267, 268, 269, 270, 271, 276.

Lebedeff, 216, 223, 235.

Lewandowsky, 145.

Lindet, 239.

Lindner et **Saito**, 237, 239, 243, 246, 248, 250, 251, 253.

Linosier et **Roux**, 189, 208, 211, 214, 228, 273.
Livingstone, 116, 151, 153, 156, 292.
Loeb, 137, 268.
Loew, 136, 137, 139, 197, 218, 219, 225, 233, 236, 247
Löhnis, 292.
Löw, 189, 190.
Löwenstein, 152.
Lucanus (voir **Birner**).
Lutz, 141, 192, 193, 194, 195, 196, 204, 205, 207, 213, 216, 219, 224, 235, 237, 257, 258, 262, 264, 265, 266; 267, 268.
Marchal, Em., 297.
Massart, 204, 205, 209, 224, 228, 242, 246, 262. 271.
Matruchot et **Molliard**, 150, 155, 156, 157, 209, 211, 232, 239, 244, 246, 248, 250, 251, 253, 254, 268, 273, 279, 291.
Mazé et **Perrier**, 160, 189, 190, 209.
Meinhold, 142, 162, 163, 206, 211, 222, 223, 228, 232, 242, 273, 280.
Meissner, 221, 228.
Migula, 116, 128, 158, 204, 205, 214, 218, 222, 228, 232, 291, 292.
Miller (voir **Hutchinson**).
Miquel, 142.
Molish, 117, 136, 139, 141, 143, 266.
Molliard (voir aussi **Matruchot**), 192, 193, 194, 196.
Morel (voir **Lacomme**).
Nägeli, 117, 189, 192, 196, 203, 207, 214, 215, 219, 223, 228, 231, 245, 261, 273.
Nakamura, 223.
Neidig (voir **Dox**).
Noll, 141.
Oehlmann, 139.
Oltmans, 159, 160, 195, 197, 212, 224, 235, 236, 242.
Omelianski, 117, 199.
Omelianski et **Winogradsky**, 203, 205, 208, 223, 234, 238.
Ono, 122.
Osterhout, 133, 137, 140, 141.
Pampaloni, 224.
Pascher, 267.
Paul, 137.
Perrier (voir **Mazé**)
Pfeffer, 122, 141, 145, 146, 189, 192, 194, 196, 199, 207, 212, 215, 217, 233, 235, 236, 237, 257, 262, 263, 264, 267, 269, 271.
Prianischnikoff, 216, 223, 235.
Prowazek, 141, 151, 189, 190, 199, 231, 232, 259, 260, 261, 267, 268, 269, 270, 278.
Puriewitsch, 248.
Raciborski, 207, 212, 223, 236, 262.
Rana Bahadur, 233.
Raulin, 204, 205, 207, 219, 220, 224, 235, 262.
Ravenna (voir **Ciamician**).
Reed, 137, 139, 141.
Reed (voir aussi **Schreiner**).
Reinhard, 145.
Richter, A., 121, 146, 147, 148, 290.
Richter, O., 113, 128, 137, 139, 140, 141, 142, 143, 148, 149, 151, 152, 162, 190, 197, 198, 204, 205, 209, 210, 211, 212, 214, 215, 216, 219, 222, 223, 224, 225, 228, 232, 241, 242, 243, 244, 246, 247, 248, 250, 251, 252, 260, 263, 266, 267, 271, 273, 275, 279, 280, 292.
Robert, 139.
Rothert, 267.
Roux (voir **Linosier**).
Sachs, 117.
Saito (voir **Lindner**).
Sand, 268.
Sawa, 235, 237, 257.
Schmidl, 293.
Schmitz, 293.
Scholl, 223.
Schreiner et **Skinner**, 133, 141.
Schreiner, Reed et **Skinner**, 214, 225.
Schreiner, 213, 216, 223, 236, 263, 265.
Schukow, 221, 228, 231.
Senn, 139, 143, 153, 247.
Skinner (voir **Schreiner**).
Sperlich, 146.
Ssadikow, 269, 280.
Suzuki, 233, 235
ten Broeck (voir **Herter**).
Teodoresco, 153.
Thomson, 235.
Tobler, 218.
Tollens, 117.
Treboux, 117, 142, 163, 197, 198, 203, 204, 205, 212, 214, 215, 218, 219, 224, 225, 232, 246, 274.
Van t'Hof, 140.
von der Crone, 141, 160.
Wehmer, 199, 217, 220, 235.
Went, 203, 205, 212, 214, 215, 219, 221, 223, 225, 228, 231, 235, 236, 262, 263.
Wille, 297.
Winogradsky (voir **Omelianski**).
Wolff, 233, 262, 267.
Wollenweber, 140.
Zumstein, 128, 140, 152, 158, 218, 222, 224, 228, 232, 242, 244, 246, 248, 250, 251, 252, 271, 275, 280, 291.

TABLE ALPHABÉTIQUE DES QUESTIONS TRAITÉES ET DES ORGANISMES CITÉS

Acétamide, 207.
Acétates, 202, 203, 204, 282, 286, 289, 299.
Acétate d'ammoniaque, 202, 203, 205.
Acétate de calcium, 164, 166, 168, 170, 174, 178, 183, 185, 187, 202, 203, 219, 283, 290, 294, 299.
Acétate de potassium, 164, 166, 168, 170, 174, 178, 182, 183, 185, 187, 199, 200, 201, 203, 204, 246, 283, 286, 290, 299.
Acétate de sodium, 164, 166, 168, 170, 174, 178, 183, 185, 187, 201, 202, 283, 294.
Acétate de plomb, 164, 170, 178, 202, 281.
Acétique (acide), 164, 170, 178, 202, 281, 282.
Acétone, 198, 215.
Acétonitrile, 206.
Achnanthes minutissima Kütz, 197.
Acides inorganiques, 116, 129, 142, 268, 269.
Acides organiques, 128, 142, 225, 268.
Acidité (Influence de l'), 124, 129, 140, 141, 142, 160.
Adaptation aux concentrations salines, 146, 148.
Agar (voir gélose).
Agrégation (phénomènes d'), 195.
Alanine, 164, 171, 175, 179, 182, 184, 214, 215, 284.
Albumine de l'œuf, 165, 176, 180, 184, 271, 286, 287.
Albuminoïdes, 165, 271, 282, 286, 287.
Alcalis, 231.
Alcalinité, 126, 127, 140, 141, 142.
Alcaloïdes, 141, 165, 266, 282.
Alcool amylique, 164, 166, 168, 170, 174, 178, 281.
Alcool éthylique, 189, 190, 239.
Alcool méthylique, 189, 198.
Alcools supérieurs, 190.
Aldéhyde, 190.
Algues (en général), 189, 190, 193, 195, 196, 197, 199, 202, 203, 204, 205, 206, 207, 209, 211, 212, 214, 218, 219, 222, 223, 224, 228, 232, 233, 235, 236, 237, 239, 241, 242, 244, 246, 253, 254, 257, 258, 260, 261, 262, 263, 266, 267, 270, 272, 273, 278, 280, 290, 292.
Allantoïne, 165, 172, 175, 180, 182, 236, 282.
Alloxane, 236.
Allylamine, 197.
Allylique (alcool), 190.
Amibe, 237.
Amides, 141.
Amidon (aliment), 155, 158, 251.
Amidon (substance de réserve), 189, 190, 197, 198, 204, 205, 209, 212, 214, 216, 219, 222, 224, 225, 228, 232, 242, 246, 247, 250, 260, 262, 263, 271, 275, 297, 299.
Amines, 283.
Aminés (acides), 271, 284.
Aminocaproïque (acide), 212.
Aminosuccinique (acide) 212.
Ammoniaque, 142.
Ammonium (sels d'), 194, 235.
Amygdaline, 165, 172, 176, 180, 184, 269, 286.
Amylamine, 164, 170, 174, 178, 196, 197, 283.
Anabaena Bory, 197.
Anabaena flos aquae Kg., 147.
Anaérobiose, 155, 160, 241.
Aniline, 165, 169, 181, 257, 258, 262, 282.
  — (chlorhydrate d'), 165, 172, 177, 257, 258.
Anthracène, 165, 167, 169, 173, 181, 183, 186, 188, 265, 282, 287, 294.
Antipyrine, 165, 167, 169, 172, 176, 180, 184, 186, 188, 256, 257, 282, 286, 294.
Aphanothece Näg., 290.
Arabine (gomme arabique), 165, 172, 176, 180, 184.
Arabinose, 165, 237.
Arbutine, 269.
Aromatiques (corps), 165.
Asparagine, 150, 157, 158, 164, 166, 168, 171, 175, 179, 182, 185, 205, 215, 221, 222, 223, 224, 225, 238, 241, 242, 245, 248, 285, 286, 289, 290.
Aspartique [ou asparaginique] (acide), 164, 171, 175, 179, 184, 221, 224, 225, 283, 285.
Aspartate de sodium, 225.
Aspergillus Michel, 197, 248.
A. niger van Tieghem, 139, 199, 217, 239, 257, 263, 266.
A. pseudoclavatus Puriewitsch, 248.
A. repens (Corda) Sacc., 266.
Astasia Ehrbg., 158.
Asterocystis radicis, de Wildem., 297.
Atropa belladona L , 268.
Atropine, 141, 231, 268.
Avoine, 195, 257.
Azote, 117, 158, 159.
Azur II, 141.
Bacille de la diarrhée verte, 263.
Bacilles paratyphiques, 199.
Bacille tuberculeux, 208.
Bacillus faecalis alcaligenes Petruschky, 199.
  — *kiliense* (L. et N.) Mig., 199.
  — *mesentericus* Flügge, 280.
  — *methylicus* Lœw, 189.
  — *miniaceus* Zimm, 199.
  — *plymouthensis* Autor., 199.
  — *prodigiosus* Flügge, 199, 212, 280.
  — *proteus* Kruse, 132.
  — *pyocyaneus* Gessard, 212, 225, 263.
  — *subtilis* F. Cohn, 132, 269, 280.

Bactérie, 145, 161, 198, 199, 202, 207, 211, 219, 220, 237, 251, 259, 261, 262, 271, 273.
Bactéries banales de la putréfaction, 203, 205, 208, 223, 234, 238.
Bactéries butyriques, 127.
Bactéries dénitrifiantes, 199, 205, 208, 213, 231, 238.
Bactéries des nodosités des légumineuses, 211, 246.
Bactéries septiques, 146.
Bactéries du sol, 189, 198, 199, 202, 203, 205, 207, 208, 213, 215, 217, 219, 221, 223, 225, 227, 231, 234, 238, 243, 245, 248, 249, 253, 263.
Bacterium Anthracis, (Koch) Mig., 132, 215, 223.
— *Coli* Escher, 132, 146, 199, 212, 237, 248, 259.
— *concentricum* (Zimm.) Sperlich, 146.
— *dysenteriae* Kr., 199.
— *pneumoniae* Friedl, 212.
— *prodigiosum* (Ehrb.) L. et N. (voir *Bacillus prodigiosus*).
— *typhi* Eberth, 132, 237.
— *typhi abdominalis*, 199.
Basidiobolus ranarum Eidam, 207, 212, 223, 236.
Benjoin (résine de), 165, 167, 169, 172, 176, 180, 269, 282.
Benzamide, 262.
Benzènesulfonate de baryum, 165, 167, 169, 173, 177, 181, 183, 184, 188, 206, 258, 287.
Benzoate de sodium, 262.
Benzoïque (acide), 165, 167, 169, 173, 177, 181, 261, 262, 282.
Benzol, 260, 261.
Benzonitrile, 206.
Benzylamine, 258.
Benzylique (alcool), 261.
Bétaïne, 213.
Bétol, 165, 173, 177, 181, 264, 282.
Bisaccharate de K, 164, 171, 175, 179, 229, 282.
Bleu de méthylène, 141, 292.
Bulbochaete Ag., 148.
Butylamine, 196, 205.
Butylique (alcool), 190.
Butyramide, 205.
Butyrates, 205.
Butyrate d'ammoniaque, 205.
Butyrate de calcium, 205, 219.
Butyrate de potassium, 205.
Butyrate de sodium, 205.
Butyrique (acide), 164, 170, 174, 178, 204, 205, 281.
Butyrique (Bactéries), 127
Butyronitrile, 206.
Caféine, 237.
Calcium, 117, 136, 137, 138, 139, 217, 218, 225.
Carbonique (acide), 197, 199, 239.
Carbonate. Formation aux dépens des acétates, 201, 202, 204, 283, 299.
Carbonate d'ammoniaque, 142.
Carbonate de calcium, 136, 141, 197, 204, 205, 212, 219, 258, 262, 264, 265, 266.
Carbonate de potassium, 116, 125, 126, 127, 140, 141, 142.
Carbonate de sodium, 140, 141, 225.
Carteria ovata Jacobsen, 275.
Caséine, 165, 176, 180, 184, 276, 286, 287.
Céleri, 237, 257.
Champignons, 190, 192, 196, 197, 199, 203, 207, 208, 211, 212, 214, 218, 219, 220, 223, 228, 231, 235, 240, 245, 251, 261, 264, 269, 271, 273.
Chanvre, 258.
Chara fragilis Desv., 190.
Chaux (voir Calcium).
Chlamydomonas Ehr., 138, 246.
C. Ehrenbergii Gor., 275.
C. intermedia Chodat, 275.
C. longistigma Dill., 139
C. multifilis Fres., 260, 261, 264.
C. Pertyi Gor., 153.
C. tingens A. Braun, 139, 140.
C. variabilis Dang., 275.
C. sp. I, 203.
C. sp. II, 203.
Chlore, 117.
Chlorella Beijerinck, 146, 149, 241, 274, 289, 297.
C. communis Artari, 140, 144, 149, 151, 158, 209, 210, 211, 212, 215, 224, 235, 237, 240, 243, 244, 247, 248, 250, 251, 252, 274, 291.
C. luteo-viridis Chodat, 113, 114, 117, 119, 120, 121, **122***, 123, 124, **125**, 126, 127, 128, 129, 130, 131, 132, 133, 135, 138, 142, 144, 146, 152, 153, 154, 155, 160, 162, 166 à 182, 190, **191**, **192**, 193, 194, 195, 196, **198**, 199, **200**, 201, 202, 204, 205, 206, 207, 208, 209, 210, 211, 212, 213, 214, **215**, 216, 217, 218, 219, 220, **221**, **222**, 223, 224, 225, **226**, 227, **229**, 230, 231, 233, **234**, **236**, 237, **238**, 243, 244, **245**, 247, **249**, 250, 251, **252**, 253, **254**, **255**, **256**, 257, 258, **259**, 260, 261, **262**, 263, 264, **265**, **266**, 267, 269, **270**, 271, **272**, 275, **276**, **277**, 278, 280, 281 à 289, 290, 291, 292, **293**, 294, 296, 297, 298, 299, 300, 301, 302.
Chlorella luteo-viridis Chodat.
  Formes anormales des cellules, 191, 192, 193, 198, 200, 201, 202, 208, 216, 221, 222, 230, 231, 244, 249, 255, 256, 257, 266, 267, 270, 277, 278.
  Granulations (réfringentes), 191, 193, 194, 195, 196, 201, 202, 207, 208, 211, 224, 231, 238, 244, 245, 247, 249, 250, 253, 254, 255, 256, 257, 258, 259, 265, 267, 270, 271, 272, 277, 278.
  Action de l'iode (glycogène), 190, 191, 192, 193, 194, 195, 196, 198, 199, 200, 201, 202, 208, 210, 211, 213, 214, 216, 217, 220, 221,

---

* Indique une figure.

222, 223, 224, 226, 227, 229, 230, 231, 233, 234, 236, 238, 244, 245, 247, 249, 250, 251. 252, 253, 254, 255, 256, 257, 258, 259, 265, 266, 267, 269, 270, 271, 272, 276, 277, 278, 293, 294, 295, 296, 297, 298, 299
  Membrane, 191, 192, 193, 194, 195, 196, 198, 199, 200, 201, 202, 206, 208, 210, 211, 214, 216, 219, 220, 221, 226, 230, 233, 234, 244, 249, 253, 254, 255, 256, 257, 259, 262, 265, 266, 267, 270, 271, 272, 276, 277, 278, 280, 292, 293, 298, 299.
  Plastide (aspect, couleur), 190, 191, 192, 193, 194, 195, 196, 198, 199, 200, 201, 202, 207, 208, 209, 210, 211, 213, 214, 216, 217, 218, 220, 221, 222, 224, 226, 227, 229, 230, 231, 233, 234, 236, 238, 244, 245, 247, 249, 250, 251, 252, 253, 254, 255, 256, 257, 258, 259, 265, 266, 267, 269, 270, 271, 272, 276, 277, 278, 280, 292, 293, 294, 296, 298.
  Plastide en boule, 194, 196, 217, 226, 227, 230, 252, 257, 258, 259, 265.
  Plastide fragmentée, 190, 193, 194, 195, 196, 201, 217, 218, 222, 238, 251, 253, 254, 256, 270, 272, 276, 277.
  Protoplasme granuleux, 191, 193, 194, 201, 202, 208, 211, 214, 216, 217, 222, 223, 230, 233, 234, 245, 249, 250, 251, 252, 255, 256, 257, 265, 272, 276.
  Protoplasme vacuoleux, 193, 195, 200, 201, 202, 210, 213, 217, 223, 226, 231, 233, 244, 247, 249, 252, 255, 256, 259, 267, 270, 272, 276, 277.
  Pyrénoïde, 190, 191, 192, 193, 194, 195, 196, 198, 199, 200, 201, 202, 207, 208, 209, 210, 211, 213, 214, 216, 217, 218, 220, 221, 222, 224, 226, 227, 229, 230, 231, 233, 234, 236, 238, 244, 245, 247, 249, 250, 251, 252, 253, 254, 255, 256, 257, 258, 259, 265, 266, 267, 269, 270, 272, 276, 277, 278, 280, 292, 293, 294, 296, 297, 298.
  Action du Soudan III (matières grasses), 190, 191, 192, 193, 194, 195, 196, 199, 200, 201, 202, 206, 208, 210, 211, 213, 214, 216, 217, 219, 220, 221, 222, 223, 224, 226, 227, 229, 230, 231, 234, 236, 238, 244, 245, 247, 249, 250, 251, 252, 253, 254, 255, 256, 257, 258, 259, 265, 266, 267, 269, 270, 271, 272, 276, 277, 278, 293, 297, 298, 299.
  Sporangiales (cellules), 191, 192, 193, 210, 217, 219, 226, 229, 233, 234, 236, 238, 244, 254, 255, 257, 259, 266, 267, 270, 272, 276, 277, 280, 298.
C. protothecoides Krüger, 128, 141, 148, 149, 150, 152, 157, 203, 209, 211, 212, 215, 223, 224, 225, 228, 240, 243, 247, 248, 250, 252, 253, 274, 279, 297.
C. pyrenoidosa Chick (?), 235, 241, 247, 248.
C. variegata Beijerinck, 154, 158, 274, 296.
C. vulgaris Beijerinck, 138, 139, 140, 144, 147, 149, 152, 162, 203, 223, 240, 250, 273, 274, 279, 291, 297, 298.
Chlorhydrique (acide), 260, 261, 268.
Chlorure d'ammoniaque, 150.
Chlorure de baryum, 150
Chlorure de chaux, 150.
Chlorure de fer, 115, 116.
Chlorure de potassium, 116, 133, 150.
Chlorure de sodium, 130, 131, 132, 133, 134, 145, 146, 147, 148, 149, 150.
Chlorococcum infusionum Meneghini, 138, 143, 162, 213, 216, 228, 242, 274.
Chlorogonium euchlorum Ehr., 203, 209, 213, 215, 216, 222, 224, 237, 242, 246, 250, 275, 276.
Chloromonas reticulata (Gor.) Wille, 153.
Chlorophylle, 210.
Chlorose, 131, 153, 154, 155, 156, 157, 158, 159, 160, 211, 212, 239.
Chlorosphaera limicola Klebs, 279.
Chlorothecium saccharophilum Krüger, 128, 141 148, 150, 152, 157, 209, 211, 224, 228, 240, 241, 243, 247, 248, 250, 252, 253, 274, 279, 290, 297.
Chromatophore, 136, 150, 155, 156, 157, 158, 160, 205, 218, 268, 291, 293, 294, 295, 296.
Cinnamique (acide), 165, 173, 177, 179, 262, 282.
Citrates, 231, 232, 285.
Citrate d'ammoniaque, 164, 166, 168, 171, 175, 179, 182, 229, 231, 232, 285.
Citrate de calcium, 164, 166, 168, 171, 175, 179, 182, 185, 187, 229, 230, 232, 243, 285, 290.
Citrate de fer (rouge), 164, 166, 168, 171, 175, 179, 185, 187, 230, 285, 294.
Citrate de fer (vert), 164, 166, 168, 171, 175, 179, 184, 230, 285, 294.
Citrate de potassium, 164, 166, 168, 171, 179, 182, 185, 187, 229, 231, 285, 294.
Citrate de quinine, 268.
Citrate de sodium, 232.
Citrique (acide), 128, 141, 158, 231, 232, 242, 268.
Cladophora Kütz, 189, 190, 209, 260, 265.
C. glomerata Kütz, 148.
C. fracta Kütz, 150.
Closterium Nitzsch, 190, 212, 216, 224, 243, 250, 271.
Cnicus L., 197.
Cnicus benedictus, L. 197.
Coccomyxa Schmidle, 138.
C. subellipsoidea Acton, 293.
Cocaïne, 266.
Coccus, 145.
Coelastrum microsporum Näg., 137, 139, 203, 214, 215.
C. proboscideum Bohlin, 143.
C. reticulatum (Dang.) Senn, 143, 153, 247.
Colletotrichum Corda, 264.
Colpidium Stein, 141, 231, 268, 269, 270, 278.

Concentration saline croissante (action de), 118, 119, 120, 121, 122, 123, 124, 125, 129, 130, 131, 143 à 151.

Concentration saline optimale, 123, 124, 125, 143, 144, 145.

Concentration saline des milieux nutritifs, 143, 144, 145.

Concentration saline des substances alimentaires (organiques), 163.

Concentration saline des substances osmotiques, 145, 146, 147, 148, 149, 150, 151, 241.

Concentration saline totale des liquides nutritifs, 117.

Conferva Link, 143, 258, 260.

C. bombycina Ag., 150.

C. fontinalis Berk, 232, 291.

Cosmarium Corda, 190, 216, 271.

C. botrytis Menegh., 137.

Créatine, 236.

Crésol, 260.

Cresson, 195, 258.

Croissance rapide au début des cultures de *Chlorella luteo-viridis*, 120, 121, 122.

Cucumis L., 193.

C. melo L., 263.

C. prophetarum L., 196, 197, 205.

C. vulgaris L., 263.

Cucurbita L., 197, 268.

C. maxima Duchesne, 192, 193, 197, 205, 237, 257, 258, 264, 265.

Cyanhydrique (acide), 233.

Cyanure de potassium, 164, 166, 168, 171, 175, 179, 233, 282.

Cyanophycée, 116, 148, 193, 194, 195, 196, 197, 205, 207, 239, 258, 264, 265, 266, 267, 268, 273, 290.

Cymbella cistula Hempr., 153.

Cystococcus Näg., 141, 224.

C. humicola Näg., 224, 274.

Cytoplasme, 292, 293.

Dactylococcus infusionum Näg., 291.

Dégénérescence granuleuse, 248.

Dégénérescence huileuse (voir huile), 150, 155, 156, 157, 158, 160, 239.

Desmidiacées, 137.

Dextrine, 150, 165, 169, 172, 176, 180, 182, 184, 186, 188, 207, 221, 234, 252, 253, 286.

Dextrose (voir glucose).

Dextrose, 158, 160, 224, 235, 238, 239, 242, 286.

Diatomées, 128, 138, 142, 148, 151, 162, 163, 205, 206, 209, 210, 211, 212, 219, 222, 223, 232, 236, 243, 246, 248, 250, 252, 260, 261, 265, 273, 279, 280, 292.

Dictyosphaerium Näg., 159.

D. pulchellum Woolle, 143, 153, 156, 279.

Diéthylamine, 195.

Digallique (acide) (voir tannin), 264.

Dihydroxyphénol, 260.

Diméthylamine, 164, 166, 168, 170, 174, 178, 185, 187, 192, 193, 283.

Diphénylamine, 258.

Diplosphaera Chodati Bialosuknia, 128, 198, 213, 215, 263, 275.

Dulcite, 156, 164, 171, 175, 179, 211, 212, 284.

Eau de chaux, 268.

Eau de mer, 291.

Eau physiologique, 119, 135.

Émulsine, 269.

Ensemencement des cultures, 119, 126, 135, 166, 167, 168, 170, 172, 174, 176.

Erythrite, 156, 164, 170, 174, 178, 182, 210, 284.

Ether acétique, 204.

Ether éthylique, 190.

Ethylamine, 164, 166, 168, 170, 174, 178, 183, 185, 187, 194, 195, 283.

Ethylenglycol, 207.

Ethylsulfate de K, 164, 170, 174, 182, 183, 191, 283, 289,

Euglène, 232.

Euglena gracilis Klebs, 128, 140, 152, 158, 218, 222, 224, 228, 232, 242, 244, 246, 248, 250, 251, 252, 271, 275, 280, 291.

E. viridis Ehrb., 153, 205, 232.

Évaluation de l'intensité des cultures, 119, 121.

Fer, 117, 159, 160, 233.

Ferments uriques, 203, 217, 221, 231.

Ferricyanure de potassium, 233.

Ferrocyanure de potassium, 164, 166, 168, 171, 175, 179, 186, 187, 233, 282, 294.

Fibrine du sang, 165, 172, 176, 180, 275, 286, 287.

Fibrine végétale, 165, 180, 275, 287.

Flagellates, 209, 211, 228, 242, 248, 292.

Formaldéhyde, 197, 198.

Formamide, 164, 166, 168, 170, 174, 178, 203, 206, 207, 281, 303.

Forme des cellules (modifications de la), 209, 212, 216, 232, 242, 250, 251, 275, 279, 288, 289, 290, 291, 292.

Formiates, 203, 207.

Formiate d'ammoniaque, 199, 202.

Formiate de sodium, 164, 166, 170, 174, 178, 182, 185, 198, 199, 283, 289, 294.

Froment, 213, 215, 225, 235, 236, 261, 263, 265, 269.

Fructose (voir aussi lévulose), 149, 243, 244, 246, 291.

Fuchsine phéniquée, 292.

Fucus serratus L., 152.

Fumarate d'ammoniaque, 220.

Fumarique (acide) 164, 171, 175, 179, 220, 281.

Galactose, 149, 154, 157, 243, 291, 295.

Gallate d'ammoniaque, 263.

Gallique (acide), 165, 167, 169, 173, 177, 179, 263, 282.

Gasparinia (Caloplaca) murorum (Hoffm.) Th. Fr., 224.

Gélatine, 156, 165, 167, 169, 172, 181, 186, 188, 224, 244, 274, 278, 279, 280, 287, 290, 291.
— amidon, 251.
— au bouillon, 186.
— glucosée, 157, 239, 240, 241, 244, 279, 295.
— (liquéfaction de la), 209, 210, 211, 212, 240, 241, 272, 279, 280, 298.
— au malt, 157.
— au moût, 157, 215.
— sucrée, 279.
Gélose, 240, 242, 275, 279, 280, 291, 294, 295.
— à base de liquide minéral riche en chaux, 163, 181, 280.
— glucosée, 154, 240, 241, 295.
— (liquéfaction de la), 280.
— peptonée, 273
— sucrée et glycérinée, 119, 154, 155, 158.
Glaucoma Ehrb., 268.
Gloeocapsa Kütz, 148.
Gloeosporium Desm, et Mont., 264.
Gloeothece rupestris (Lyngb.) Born., 139, 198, 212, 223, 225, 235, 239, 263, 273, 290.
Glucosamine, 237.
Glucose (voir dextrose).
Glucose, 148, 149, 150, 154, 156, 157, 158, 160, 165, 167, 169, 172, 176, 180, 184, 186, 188, 223, 235, 237, 238, 239, 240, 241, 242, 244, 246, 279, 291, 295
Glucosides, 165, 269, 270, 271, 282, 286.
Gluten-caséine, 165, 167, 169, 172, 176, 180, 183, 186, 188, 276, 277, 286, 287, 290, 294.
Glycérine, 150, 155, 157, 164, 166, 168, 170, 174, 178, 182, 184, 185, 187, 207, 208, 209, 221, 284, 285, 286, 291, 294.
Glycérique (acide), 164, 175, 179, 216, 281.
Glycérophosphate de calcium, 164, 166, 170, 174, 178, 184, 185, 209, 210, 284.
Glycocolle, 212, 213, 225, 262.
Glycogène (aliment), 158, 252.
Glycogène (matière de réserve), 128, 129, 182 à 188, 199, 207, 210, 214, 225, 227, 231, 238, 243, 248, 249, 252, 264, 269, 271, 276, 293, 294, 295, 296, 297, 298, 299.
Glycogène (voir *Chlorella luteo-viridis*, action de l'iode).
Glycolamine, 207.
Glycyrrhizine ammoniacale, 165, 173, 177, 181, 269, 282.
Gommes, 282, 286, 288, 289, 291.
Gomme adragante, 165, 167, 169, 172, 176, 180, 184, 186, 188, 256, 286, 289, 290.
Gomme arabique, 156, 165, 167, 169, 172, 176, 180, 183, 184, 186, 188, 253, 254, 286, 294, 298, 299.
Gomme laque, 165, 180, 269, 282, 286.
Gomme mastic, 165, 167, 169, 172, 176, 180, 184, 186, 188, 255, 286, 289, 290, 294.
Gomme sandaraque, 165, 172, 176, 180, 255, 286.
Graisses (voir huile et *Chlorella luteo-viridis*, action du Soudan III), 182, 183, 184, 185, 186, 187, 188.
Granulations (protoplasmiques, etc.), 129, 157, 158, 160, 239, 241, 253, 268, 292, 293, 294, 295.
Granules d'agrégation, 257.
Haematococcus, Ag., 140.
H. pluvialis, A. Br., 153.
Halesia hispida (Sieb. et Zucc.) Benth. et Hook, 235.
Haricot, 239, 257, 261, 269.
Helianthus annuus L., 193, 197, 237.
Hexoses.
Hippurique (acide), 238, 262.
Hormodendron hordei Bruhne, 199, 203, 214, 215, 217, 219, 223, 228, 231, 235, 273.
Huile (réserve ou produit de dégenérescence), 155, 156, 157, 158, 159, 218, 219, 239, 253, 293, 295, 297, 298, 299.
Huile (voir graisses et granulations).
Hormidium flaccidum Kütz, 138, 143, 162.
H. nitens Menegh. 139, 141, 158
Hormococcus Chod., 159.
H. dissectus (=*Stichococcus dissectus* Gay), 273.
Hydantoïne, 236.
Hydrates de carbone, 149, 165, 202, 207, 214, 215, 224, 227, 235, 251, 282, 286, 287, 288, 289, 291.
Hydrate de chloral, 296, 297.
Hydrodictyon reticulatum Lagh., 121.
Hydrogène, 117.
Hydrogène (des acides), 204.
Hydroquinone, 260, 261.
Hydroxylamine, 197.
Hydroxyle (groupe), 190.
Infusoires, 141, 151, 153, 189, 190, 231, 233, 257, 258, 259, 260, 261, 265, 267, 268.
Intensité des cultures, 119, 120, 123, 124, 126, 129, 166 à 181.
Inuline, 165, 172, 176, 180, 186, 251, 252, 286, 294.
Ipomaea, L., 193, 213.
I. purpurea Roth., 196.
Isobutylamine, 196, 205.
Isobutylsulfate de K, 164, 170, 174, 178, 182, 183, 191, 283, 299.
Isobutyrique (acide), 164, 170, 178, 204, 205, 281.
Kirchneriella lunaris, Moeb., 203.
Lactique (acide), 213, 214.
Lactates, 213, 214.
Lactate d'ammoniaque, 213, 214.
Lactate de calcium, 213, 214, 219, 221, 234.
Lactate de potassium, 185, 213, 214.
Lactate de sodium, 214.
Lactonitrile, 206.
Lactose, 149, 150, 158, 165, 167, 169, 180, 186, 188, 234, 247, 248, 286, 291, 294.
Lemna L., 214, 223, 235.

Leptothrix ochracea Kütz, 203.
Leucine, 156. 157, 198, 215, 221, 248, 263.
Leucite (voir Chromatophore).
Leucocyte, 237.
Leuconostoc van Tieghem, 239.
Lévulose, 156, 239, 243, 244.
Levure, 204, 205, 207, 213, 218, 221, 227, 228, 231, 235, 237, 238, 239, 243, 244, 245, 248, 250, 251, 253, 271.
Levure de bière, 145, 146, 163, 189, 190, 203, 207, 212, 213, 214, 215, 225, 227, 235, 243, 245, 248, 249, 250, 251, 252, 253, 261, 263, 264, 265, 267, 268, 269, 271, 276.
Levure haute, 204, 239, 244.
Levures roses, 253.
Levures sauvages, 244, 245.
Lichen, 218.
Lichénine, 165, 172, 176, 180, 251, 286.
Lipoïdes, 270, 278.
Liquides nutritifs :
  acide, 116.
  riche en chaux, 120.
  pauvre en chaux, 123.
  d'Artari, 117.
  de Beijerinck, 117.
  de Detmer, 117, 139, 144, 215, 273.
  de Klebs, 117.
  de Knop, 117, 139, 140, 143, 153, 242, 246, 250, 251, 262, 267.
  de Molish, 117, 136, 139, 141, 143, 266.
  de Nägeli, 117.
  de Raulin, 204, 205, 207, 219, 220, 224, 235, 262.
  organiques, 129.
  inorganiques, 115, 118, 119, 120, 123, 124, 126, 130, 162.
Liquor ferri albuminati, 271.
Lumière, 154, 159, 160, 190, 198, 199, 200, 201, 202, 203, 204, 206, 207, 208, 209, 210, 211, 212, 213, 214, 215, 216, 217, 218, 219, 220, 221, 222, 224, 225, 226, 227, 229, 230, 231, 233, 234, 235, 236, 237, 238, 240, 241, 242, 243, 244, 245, 246, 247, 249, 250, 251, 252, 253, 254, 255, 256, 257, 258, 259, 260, 261, 262, 263, 264, 265, 266, 267, 269, 270, 271, 272, 273, 275, 276, 277, 278, 279, 280, 281, 282, 283, 284, 285, 286, 287, 288, 289, 291, 294.
Lupin jaune, 235.
Lyngbia Ag., 133.
L. aestuarii (Mert.) Liebm, 290.
Magnésium, 117, 136, 137, 138.
Maléates, 220.
Maléate d'ammoniaque, 220, 222.
Maléique (acide), 164, 171, 175, 179, 220, 281.
Malique (acide), 164, 171, 175, 179, 220, 221, 222, 223, 281, 282.
Malates, 221, 282, 286.
Malate d'ammoniaque, 221.
Malate de calcium, 164, 168, 173, 175, 179, 182, 185, 187, 221, 222, 285, 200. 294.
Malate de sodium, 164, 168, 173, 179, 182, 185, 187, 220, 222, 228, 285, 294.
Malonique (acide), 164, 171, 175, 179, 219, 281.
Maltose, 150, 157, 158, 165, 167, 169, 172, 176, 180, 182, 184, 186, 188, 234, 249, 250, 286, 291.
Mannite, 157, 164, 171, 174, 178, 184, 210, 211, 234, 284, 285.
Mannose, 243.
Mastigocladus laminosus Cohn, 152.
Mélampyrite, 164, 171, 175, 179, 212, 284.
Mesocarpus pleurocarpus De By, 193, 194, 195, 196, 197, 205, 207, 213, 258, 264, 265, 266, 267, 268.
Métaphénylenediamine, 165, 167, 169, 172, 177, 181, 258, 282
Méthylal, 198.
Méthylamine, 192.
Méthylsulfate de K, 164, 170, 174, 178, 182, 190, 283.
Microbes (voir aussi Bactéries), 206.
Microbes du sol (voir Bactéries du sol).
Microthamnium Kützingianum Näg., 136, 138, 139, 203.
Micrococcus flavus L. et N., 146.
M. luteus L. et N., 146.
M. prodigiosus Cohn, 132.
Moisissures, 161, 199, 205, 217, 220, 221, 225, 228, 263.
Monilia Pers. emend. Sacc., 203, 205, 214, 219, 221, 228, 231.
M. sitophila (Mont.) Sacc., 212, 214, 215, 223, 225, 235, 236, 263.
Morphine, 165, 167, 169, 173, 177, 181, 183, 186, 188, 266, 267, 287, 290, 294.
Mougeotia (Ag.) Wittr., 143.
M. laevis Arch., 147.
Mucique (acide), 164, 171, 175, 179, 229, 282.
Mucor Mich., 269.
Mycodermes, 203, 219, 253.
Myxomycètes, 237.
Naphtonitrile, 206.
Naphtylamine, 165, 167, 169, 173, 177, 181, 264, 282.
  (chlorhydrate), 165, 173, 177, 264.
Navicula Bory, 159, 212, 242.
N. minuscula Grun, 139, 142, 148, 206, 215, 222, 223, 228, 232, 242, 243, 244, 248, 250, 252, 271, 273, 280.
Nicotine, 265, 266.
Nitella syncarpa (Thuill.) Kütz, 190.
Nitrates, 208, 219, 235, 248, 274.
Nitrate d'ammoniaque, 116, 150, 157, 211, 215, 241, 242.
Nitrate de calcium, 141.
Nitrate de potassium, 115, 130, 131, 132, 133, 134, 146, 150, 156, 157, 190, 211, 215, 241.
Nitrate de sodium, 116, 133, 146, 150.
Nitrate d'urée (voir urée).

Nitriles, 205, 206.
Nitrique (acide), 116, 163.
Nitrobenzoïque (acide), 262.
Nitrobenzol, 165, 167, 169, 173, 177, 179, 262, 282.
Nitroprussiate de sodium, 233.
Nitszchia Grun., 159, 212, 242.
N. dissipata (Kütz) Grun., 142, 206, 211, 222, 223, 228, 232, 242, 273.
N. Palea (Kütz) W. Sm., 139, 142, 148, 206, 209, 211, 212, 215, 222, 223, 228, 232, 242, 243, 244, 246, 248, 250, 252, 271, 273, 279, 280.
N. putrida Benecke, 142, 151, 152, 215, 223, 228, 271, 273, 279, 280.
Nostoc Vauch., 197.
N. punctiforme (Kütz) Hariot, 250, 251.
Noyau, 293.
Numération des cellules d'Algues, 121.
Obscurité, 155, 189. 197, 198, 200, 201, 202, 203, 204, 206, 208, 209, 210, 211, 212, 213, 214, 215, 216, 217, 218, 219, 220, 221, 222, 224, 225, 226, 227, 229, 230, 231, 233, 234, 235, 236, 237, 238, 240, 241, 242, 243, 244, 245, 246, 247, 248, 249, 250, 251, 252, 253, 254, 255, 256, 257, 258, 259, 260, 261, 262, 263, 264, 265, 266, 267, 269, 270, 271, 272, 273, 274, 275, 276, 277, 278, 279, 280, 281, 282, 283, 284, 285, 286, 287, 288, 289, 294.
Oedogoniacées, 148.
Oedogonium Link, 143, 148, 197.
O. capillare Kütz., 150.
O. longatum Kütz., 150.
Oléique (acide), 164, 170, 178, 206, 281.
Oléate de sodium, 163, 164, 170, 178, 206, 281.
Oocystis Wittr., 138.
Ophiocytium cochleare (Eichw.) A. Br., 138.
Orcine, 165, 173, 177, 181, 261, 282.
Orge, 195, 223, 235, 239, 257, 258.
Orthocrésol, 260.
Oscillaria (voir *Oscillatoria*).
Oscillariacées.
Oscillatoria Vauch., 197.
O. amphibia Agardh., 113, 133, 138.
O. brevis Kützing, 113, 133, 138.
O. Frölichii Kütz., 147, 290.
O. sancta Kütz., 290.
Osmotiques (pressions), 130, 131, 132, 134, 145, 146, 147, 148, 149, 150, 151, 240.
Oxalique (acide), 138, 158, 164, 166, 168, 171, 175, 179, 216, 217, 218, 281.
Oxalates, 161, 162, 203, 217, 218, 234, 286.
Oxalate d'ammoniaque, 217, 218, 235.
Oxalate de calcium, 164, 204, 217, 218, 235, 284.
Oxalate de potassium, 164, 168, 171, 175, 179, 182, 184, 187, 217, 218, 284, 285, 286, 289.
Oxalate de sodium, 164, 166, 168, 171, 175, 179, 182, 184, 185, 187, 216, 217, 284.
Oxamide, 164, 170, 174, 178, 183, 218, 219, 284, 285.
Oxygène, 117, 128, 155, 159.
Oxyméthylsulfonate de sodium, 198.
Palmellacées, 189.
Palmella Lyngb (formes), 151, 153.
Palmitique (acide), 206.
Palmitate de sodium, 163.
Panachure des Algues, 131, 132, 154, 296, 298.
Paracrésol, 260.
Paramoecium Müller, 199, 237, 257, 268.
Parmelia parietina L., 224.
Paroxylènebenzoïque (acide), 165, 173, 177, 181, 263, 282.
Pediastrum Mey., 146.
Penicillium Link., 197, 199, 203, 215, 217, 219, 223, 228, 235,
P. glaucum (Link.) Bref., 239, 266, 269.
Penium Breb, 137.
Peptonalgen, 273.
Peptone, 157, 158. 165, 172, 180, 183, 184, 203, 209, 222, 224, 241, 242, 246, 247, 272, 273, 274, 275, 287, 295.
Peptonkohlenstoffalgen, 273.
Phanérogames, 162, 189, 190, 193, 194, 195, 196, 197, 209, 216, 219, 223, 225, 233, 235, 237, 257, 258, 266, 267, 268, 271.
Phénols, 165, 259, 260.
Phosphate d'ammoniaque, 116.
  — de chaux, 115, 116, 131, 133, 134.
  — monopotassique, 116, 140, 141, 242.
  — bipotassique, 116, 140, 141, 150, 203.
  — bisodique, 146, 150.
Phosphorique (acide), 140, 231.
Phosphore, 117.
Phormidium autumnale (Ag.) Gomont, 113, 133, 138, 162.
P. uncinatum Gom., 290.
Phtalique (acide), 165, 173, 177, 181, 264, 282.
Phyllobium Klebs, 160.
Phyllosiphon Kuehn, 160.
Picrique (acide), 292, 293.
Pinnularia Ehrb., 280.
Pisum sativum L., 193, 197, 207, 219, 225, 235, 236, 257.
Plastide (voir Chromatophore et *Chlorella luteoviridis*).
Pleurococcus Menegh., 159.
P. miniatus Näg., 204, 205, 206, 207, 219, 224, 235, 262.
P. vulgaris Nägeli, 279.
Pneumocoque, 268.
Polytoma uvella Ehrb., 153, 203, 204, 205, 209, 211, 213, 214, 215, 216, 222, 224, 228, 232, 242, 246, 262, 263, 271, 275.
Pomme de terre, 235.
Porphyridium cruentum (Ag.) Näg., 138.
Potasse, 142.
Potassium, 117.
Potassium (sels de K), 163, 203, 286.

Propionamide, 204.
Propionates, 204.
Propionate de potassium, 204.
Propionique (acide), 164, 170, 174, 178, 204, 281.
Propionitrile, 204, 206.
Propylique (alcool), 190.
Propylamine, 164, 166, 168, 174, 178, 182, 183, 185, 187, 195, 196, 205, 283, 286.
Propylsulfate de potassium, 164, 170, 174, 178, 182, 183, 191, 283.
Proteus vulgaris Hauser, 238, 246, 248, 280.
Protococcacées, 242.
Protococcus Ag., 136, 139, 141, 156, 275, 279.
P. botryoides Kirchn., 203.
P. caldariorum Magnus, 224.
P. viridis Ag. 193, 194, 195, 196, 197, 205, 207, 213, 257, 264, 265, 266, 267, 268.
P. vulgaris Kütz, 143
Prototheca Krüger, 158.
P. moriformis Krüger, 141, 150, 209, 210, 211, 224, 228, 240, 243, 246, 248, 250, 252, 253, 274.
P. Zopfii Krüger, 128, 141, 148, 150, 209, 211, 224, 228, 240, 243, 246, 248, 250, 252, 253, 274, 297.
Pyrénoïde, 122, 125, 129, 157, 158, 182 à 188, 293, 294, 295, 296, 297, 298,
Pyrénoïde (voir *Chlorella luteo-viridis*).
Pyridine, 165, 167, 169, 173, 177, 181, 265, 282.
Pyrocatéchine, 165, 173, 177, 179, 260, 261, 282.
Pyrogallique (acide), 165, 167, 169, 173, 181, 261, 282.
Pyrogallol, 261.
Quercitrine, 165, 172, 176, 180, 271, 282.
Quinine, 141, 165, 167, 169, 173, 177, 181, 188, 267, 268, 282.
Races physiologiques d'Algues, 274, 275.
Radiolaires, 190.
Radis, 192, 193, 194, 196.
Raffinose, 158, 165, 172, 176, 180, 184, 250, 251, 286.
Raphidium Kütz, 138.
R. Braunii Näg., 203.
R. minutum Näg., 203.
R. polymorphum Fresen, 203, 205, 206, 207, 219, 224, 235, 262.
Réaction des milieux de culture, 116, 140, 141, 142, 143, 214, 218, 227.
Récolte d'Algues (pesées) 123, 125, 132, 133.
Résistance à la température, 135, 136, 151, 152, 153.
Résorcine 260, 261.
Rhamnose, 251.
Rivularia Ag., 148.
Saccharine, 165, 173, 177, 181, 262, 282.
Saccharomyces cartilaginosus Lind., 239, 244, 245.
S. exiguus E. Chr. Hansen, 239, 244, 245, 250.
S. Ludwigii E. Chr. Hansen, 239, 244, 245, 250.
S. Zopfii Artari, 214, 221, 228, 231.
Saccharomycopsis capsularis Schiönning, 250.
Saccharose (voir aussi Sucre de canne), 154, 157, 158, 165, 167, 169, 180, 186, 188, 224, 244, 245, 246, 247, 286, 290, 291, 296, 298, 299.
Salicine, 165, 176, 180, 269, 271, 282.
Salicylate d'ammoniaque, 263.
— de méthyle, 263.
— de quinine, 268.
— de sodium, 268.
Salicylique (acide), 165, 173, 181, 206, 262, 282, 299.
Salicylique (aldéhyde), 262.
Salol, 165, 173, 177, 181, 263, 282.
Saponine, 165, 167, 169, 172, 176, 180, 183, 184, 186, 188, 270, 271, 286, 290, 299.
Sarcina flava de Bary, 280.
S. rosea (Lindn.) Mig., 146.
Scenedesmus Mey. 159, 209.
S. acutus Meyen, 139, 140, 143, 150, 152, 157, 158, 203, 209, 213, 214, 215, 240, 241, 243, 247, 248, 250, 271, 274, 279, 291.
S. caudatus Corda, 144, 149, 242, 274.
S. obtusus Meyen, 158, 203.
S. quadricauda (Turp.) Bréb., 203.
Schizosaccharomyces mellacei A. Jörgensen, 239, 244, 245.
S. pombe Lindner, 239, 244, 245.
S. octosporus Beijerinck, 239, 244, 245.
Seigle, 213, 223, 233, 235, 236, 263.
Siphonées, 148.
Sodium, 117.
Solorina Ach. (gonidies de), 156, 279.
Soorpilze, 273.
Soude, 142, 206, 233, 268.
Soufre, 117.
Sphagnum (Dill.) Ehrbg., 137.
Spirogyra Link, 139, 142, 148, 189, 190, 193, 194, 198, 204, 205, 212, 214, 216, 219, 222, 225, 228, 236, 257, 260, 263, 275.
S. crassa, Kg., 150, 266, 267, 268, 269.
S. fluviatilis Hilse, 224, 232, 236, 247.
S. majuscula Kützing, 197, 198.
S. maxima, Wolle, 195.
S. orbicularis Kg., 158, 204, 205, 218, 222, 228, 232, 291, 292.
S. setiformis (Roth) Kg., 232, 292.
S. Weberi (Kütz.) Petit, 150.
Spondylomorum quaternarium Ehrbg., 275.
Staphylococcus aureus Rosenb., 269.
Staphylocoque, 268.
Stéarate de sodium, 163, 206.
Stéarique (acide), 206.
Stichococcus Näg., 141, 146, 148, 209, 215, 232.
S. bacillaris Näg., 136, 138, 140, 141, 144, 148, 149, 151, 156, 157, 162, 203, 209, 210, 211, 212, 215, 224, 228, 239, 240, 243, 244, 246, 248, 250, 251, 253, 279, 291.

S. bacillaris Näg. *var. major*, 150, 156, 209, 211, 232, 239, 244, 246, 248, 250, 251, 252, 253, 254, 268, 273, 279, 291.
S. dissectus (voir *Hormococcus*).
S. lacustris Chodat, 138.
S. minor Näg , 139, 144, 156, 240, 273, 279.
S. pallescens Chodat, 138, 179.
Stigeoclonium Kütz., 143, 151, 153, 292.
Streptocoque, 268.
Strychnine, 231, 269, 280.
Stylonychia Ehrb., 268.
Succinamide, 220.
Succinique (acide), 164, 171, 175, 179, 219, 283, 285.
Succinates, 219.
Succinate d'ammoniaque, 219, 223.
— de calcium, 219.
— de potassium, 219.
Sucres, 157, 161, 165, 203, 213, 223, 241, 275, 286, 296.
Sucre de canne (aliment pour les Algues) (voir aussi saccharose), 203, 207, 221, 223, 228, 235, 246, 247, 273, 282.
Sucre de canne (concentrations croissantes), 131.
Sucre de canne (action osmotique), 131, 132, 145, 149, 150.
Sucre de fruits (voir lévulose), 243.
Sucre de lait (voir lactose).
Sucre de raisin (voir aussi glucose), 150, 157, 207, 223, 234, 237, 238, 239, 240, 242, 243, 274.
Sulfanilique (acide), 165, 173, 177, 181, 258, 283, 287.
Sulfurique (acide), 116.
Sulfate d'ammoniaque, 150, 157, 241.
— de calcium, 115, 116, 136.
— de fer, 116.
— de magnésium, 115, 116, 148, 149, 150, 151, 242.
— de quinine, 268.
Symploca muscorum (Ag.) Gomont, 290.
Synedra Ehr., 153.
Tannin, 165, 167, 169, 173, 177, 181, 264, 282.
Tartrique (acide), 129, 130, 206, 225, 226, 227, 228, 299.
Tartrate, 228, 285, 286.
— d'ammoniaque, 150, 157, 213, 227, 228, 231.
— de calcium, 166, 168, 171, 175, 179, 182, 185, 187, 227, 228, 285.
Tartrate de potassium, 166, 168, 171, 175, 179, 182, 185, 187, 224, 225, 226, 227, 285, 286, 289.
Tartrate de sodium, 166, 168, 171, 175, 179, 182 185, 187, 227, 228, 285.
Taurocholate de sodium, 165, 167, 169, 172, 176, 180, 183, 184, 186, 188, 277, 278, 286, 287, 290.
Température, 135, 136, 151, 152, 153.
Tétraéthylammonium, 194.
Tétraméthylammonium, 194.
Tetraspora Link , 146.
T. explanata Ag., 121, 147
Thymol, 165, 173, 177, 181, 260, 282.
Toluènesulfonate de potassium, 165, 169, 173, 177, 181, 183, 188, 206, 259, 287.
Toluènesulfonate de baryum, 165, 167, 169, 173, 177, 181, 183, 188, 259, 287.
Toluidine (para-), 165, 167, 169, 172, 177, 181, 258, 282.
Torula Pers., 146, 253.
Toxiques (corps), 163.
Triéthylamine, 164, 170, 174, 178, 183, 195, 283, 299.
Triméthylamine, 193.
Tyrosine, 225, 248, 263.
Ulothrix Kütz, 138.
U. subtilis Kg., 136, 266, 267, 268, 269.
Urée, 164, 166, 169, 171, 175, 179, 182, 234, 235, 238, 282, 285, 299.
Urée (nitrate d'), 164, 171, 175, 179, 182, 184, 234, 235, 285.
Uréthane, 236.
Urique (acide), 165, 167, 169, 171, 175, 179, 187, 234, 235, 238, 283, 285.
Urique (voir ferments uriques).
Vacuoles, 237, 239, 275, 278 (voir aussi *Chlorella luteo-viridis*).
Valérianique (acide), 164, 170, 174, 178, 204, 205, 215, 281.
Valérianate de potassium, 205.
Vaucheria D. C., 139, 143, 148, 152, 190, 247, 257, 258, 260, 265.
Vesce, 257.
Vibrio Cholerae (Koch) Buchner, 132.
V. de Denecke, 280.
Violet de gentiane, 292.
Westella botryoïdes de Wildem., 203.
Xanthoria parietina (L.) Th. Fr. (gonidies de), 144, 149, 211, 213, 216, 218, 224, 228, 242, 243, 244, 247, 274.
Xylose, 237.
Zea Mays L., 189, 190, 193, 194, 197, 223, 237, 257, 258, 264, 265, 268.
Zygnema Kütz, 139, 247.
Z. stellinum (Vauch.) Kütz., 147, 232, 292.
Zygosaccharomyces Barker, 250.

Observations sur Eudorina elegans Ehrenbg.

par W. CONRAD.

INTRODUCTION

Le matériel de la Volvocacée qui fait l'objet des présentes recherches m'a été remis par M. Paul Dassesse, étudiant, que je remercie sincèrement de son obligeance. Il l'a récoltée, vers le commencement de janvier dernier, dans une ornière, à Wemmel lez-Bruxelles. L'organisme y était tellement abondant qu'il colorait l'eau en un vert intense.

Dans la récolte, il y avait, parmi les quelques Flagellates et Infusoires reconnaissables à premier examen, une Protomastigine, *Anthophysa vegetans*, en quantités assez notables, qui se déposait en petits flocons bruns au fond du tube contenant la pêche, tandis que les *Eudorina* se rassemblaient généralement à la surface du liquide, toujours du côté éclairé.

L'*Eudorina elegans*, découvert par EHRENBERG, et décrit dans Monatsber. d. Berl. Akademie, 1831, pp. 78 et 152, a été fort peu étudié. Si la morphologie détaillée des *Volvox* nous a été révélée par L. KLEIN (**30**, **31**, **32**, **33**), A. MEYER (**42**, **43**), OVERTON (**46**), et d'autres savants, celle d'*Eudorina* n'a été étudiée réellement que par J. GOROSCHANKIN (**24**) et GOEBEL (**23**). Les données de GOEBEL (**23**, 1882) se rapportent à des observations faites par lui en 1878, et sont d'accord, ainsi que le fait remarquer l'auteur lui-même d'ailleurs, avec le résumé du travail de GOROSCHANKIN (**24b**).

Comme la première de ces études date de 1875, et que, depuis lors, beaucoup d'observations importantes ont été faites sur la famille des Volvocacées, je me suis proposé, encouragé dans cette idée par le professeur J. MASSART, d'examiner cet organisme de plus près, d'autant plus que le hasard m'avait mis en présence d'une quantité relativement considérable d'*Eudorina*.

Je n'ai étudié cette Algue qu'au point de vue morphologique.

BIBLIOGRAPHIE

1. Braun, Al. – Ueber einige Volvocineën. (*Bot. Ztg.*, 1875, pp. 189 et 207.)

2. Bütschli. — Protozoa, dans *Bronn's Klassen u. Ordnungen d. Thierreichs*, I, 1883-87.

3. Bütschli. — Beiträge z. Kenntniss der Flagellaten u. verwandten Organismen. (*Zeitschr. f. wiss. Zool.*, XXX, 1878.)

4. Carter, H.-J. — On Fecundation in Eudorina elegans and Cryptoglena. (*Ann. and Magaz. of Nat. Hist.*, 1858, 3^{e} sér., t. 2, p. 237.)

5. Chodat, R. — Matériaux pour servir à l'Histoire des Protococcoïdés. (*Bull. Herb. Boiss.*, t. II, 1894, p. 585, pl. XXV.)

6. Chodat, R. — Algues vertes de la Suisse. (*Beitr. z. Kryptogamenflora der Schweiz*, Bd. I, Heft 3, 1902.)

7. Cohn, F. — Ueber eine neue Gattung aus der Familie der Volvocineën. (*Zeitschr. f. wiss. Zool.*, 1852, t. 4.)

8. Cohn, F. — Die Entwickelungsgeschichte der Gattung Volvox. (*Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pflanzen*, Bd. I, Heft 3, p. 93, 1875.)

9. Cooke. — British Fresh-Water Algae (1882-84).

10. Dangeard, P.-A. — Note sur la formation des anthérozoïdes dans l'Eudorina elegans. (*Bull. Soc. Linn. Normand.*, 1888, 4^{e} série, t. 2, p. 124.)

11. Dangeard, P.-A. — Mémoire sur les Chlamydomonadinées, ou Histoire d'une Cellule, et Théorie de la Sexualité. (*Le Botaniste*, 1898, t. 6, p. 65.)

12. Dangeard, P.-A. — Étude sur la structure de la Cellule et ses fonctions. — Le Polytoma uvella. (*Le Botaniste*, 1901, t. 8, p. 1.)

13. De Toni. — Sylloge Algarum (1889, I).

14. De Wildeman, E. — Flore des Algues de Belgique. (Brux., A. Castaigne, 1896.)

15. De Wildeman, E. — Les Volvocacées. Essai de Systématique du groupe. (*Ann. Soc. belge Microsc.*, XXII, 1895-96, 2, p. 30.)

16. Doflein, F. — Lehrbuch der Protozoenkunde. (3te Aufl., Fischer, Jena, 1911.)

17. Ehrenberg. — ...? *Monatsber. d. Berl. Akad.*, 1831, pp. 78, 152.

18. Ehrenberg. — Die Infusionstierchen als vollkommene Organismen (1838).

19. Eyferth, O. — Einfachste Lebensformen. (Braunschweig, 1900.)

20. Fischer, A. — Ueber die Geisseln einiger Flagellaten. (*Pringsh. Jahrb. f. wiss. Bot.*, t. LVI, 1893, p. 188, pl. XI et XII).

21. Francé, R. — Zur Morphologie und Physiologie der Stigmata der Mastigophoren (*Zeitschr. f. wiss. Zool.*, 1893, t. 53, p. 138.)

22. Francé, R. — Die Polytomeën. Eine morphologisch-entwickelungsgeschichtliche Studie (*Pringsh. Jahrbücher f. wiss. Bot.*, 1894, t. XXVI, p. 295, pl. XV-XVII.)

23. Goebel, K. — Grundzüge der Systematik und speziellen Pflanzenmorphologie. (Leipzig, 1882.)

24*a*. Goroschankin, J. — Genesis im Typus der palmellenartigen Algen. Versuch einer vergleichenden Morphologie der Familie der Volvocineën. (*Mittheilg. d. kais. Ges. Naturf. Freunde in Moskau*, t. XVI, 1875, 40 p., 2 pl.)

24*b*. Goroschankin, J. — Résumé de ce travail dans *Just's Bot. Jahresber.*, 1875, p. 27.

25. Harper, R.-A. — The Structure and Development of the Colony in Gonium. (*Transact. of the Americ. Microsc. Soc.*, 1912, vol. XXXI, n^{o} 2, pp. 65-84, pl. V.)

26. Hieronymus, G. — Ueber Stephanosphaera pluvialis Cohn. (*Cohn's Beitr. z. Biol. der Pflanzen*, t. IV, 1887, p. 51, pl. III et IV.)

27. Janet, Ch. — Le Volvox. (Limoges, Impr. Ducourtieux & Gout, 1912, 143 p.)

28. Klebs, G. — Organisation der Gallerte. (*Untersuch. Bot. Instit. Tübingen*, II, 1886.)

29. Kirchner, O. — Die Entwickelungsgeschichte von Volvox minor Stein. (*Cohn's Beitr. z. Biol. der Pflanzen*, 1875, t. III, p. 95, pl. VI.)

30. Klein, L. — Beitrag zur Morphologie und Biologie der Gattg. Volvox. (*Ber. d. d. bot. Ges.*, 1888).

31. Klein, L. — Vergleichende Untersuchungen über Morphologie und Biologie der Fortpflanzung bei der Gattg. Volvox. (*Ber. d. d. Naturf. Ges. zu Freiburg i. B.*, 1888, t. 5.)

32. Klein, L. — Morphologische und biologische Studien über die Gattung Volvox. (*Pringsh. Jahrbüch. f. wiss. Bot.*, t. XX, 1889, p. 133, pl. X-XII.)

33. Klein, L. — Neue Beiträge zur Kenntniss der Gattung Volvox. (*Ber. d. d. bot. Ges.* 1889, 7, pp. 42-53.)

34 Kofoid, L. A. — Plankton-Studies, II : On Pleodorina illinoisensis, a new species from the Plankton of the Illinois River. (*Bull. of the Illinois State Laboratory*, 1898, v. 5, pp. 273-292, pl. XXXVI et XXXVII.)

35. Kofoid, L.-A. -- Plankton-Studies, III : On Platydorina, a new genus of the family Volvocidae. (*Ibid.*, 1899, v. 5, pp. 419-439, pl. XXXVIII.)

36. Kohl. — Plasmaverbindungen bei Algen. (*Ber. d. d. bot. Ges.*, Bd. IX, 1891, p. 9, pl. I.)

37. Mangin, L. — Sur les réactifs iodés de la Cellulose. (*Bull. de la Soc. Bot. de France*, t. XXV, 1888, p. 421.)

38. Mangin, L. — Propriétés et réactions des composés pectiques. (*Journ. de Bot.*, t. VI, 1892, p. 235.)

39. Mangin, L. — Sur les réactifs colorants des substances fondamentales de la membrane. (*Comptes rendus*, etc., juill. 1910)

40. Mast, S.-O. — Light-Reactions in lower Organisms, II : Volvox. (*Journ. of comparat. Neurology and Psychol.*, vol. XVII, n° 2, 1907, pp. 99-180.)

41. Massart, J. — Observations sur un très grand nombre de Flagellates ; travail à l'état de notes et de dessins non publiés.

42. Meyer, A. — Ueber den Bau von Volvox aureus Ehr., und Volvox globator Ehr. (*Bot. Centralbl.*, 1895, t. 63, p. 225.)

43. Meyer, A. — Die Plasmaverbindungen und die Membranen von Volvox globator, aureus und tertius, etc. (*Bot. Ztg.*, 1896, 1^te^ Abtlg., p. 187, pl. VIII.)

44. Migula, W. — Beiträge zur Kenntniss des Gonium pectorale. (*Bot. Centralbl.*, 1890, t. 43, pp. 72, 103, 143 ; 1 pl.)

45. Oltmanns, Fr. — Morphologie und Biologie der Algen. (Jena, 1904.)

46. Overton, E. — Beitrag zur Kenntniss der Gattung Volvox. (*Bot. Centralbl.*, 1889, t. XXXIX, pp. 65, 113, 145, 177, 209, 241, 273.)

47. Ryder, J -A. The polar differentiation of Volvox, and the specialisation of possible anterior Senseorgan. (*Americ. Naturalist*, 1889, t. 23, pp. 218-221.)
Résumé dans *Just's bot. Jahresberichte*, 1889, 1te Abt., p. 221, n° 114.

48. Senn, G. — Ueber einige coloniebildende einzellige Algen. (*Bot. Ztg.*, 1899, t. 47, p. 40, 2 pl.)

49. Shaw, W.-R. - Pleodorina, a new genus of the Volvocineae. (*Bot. Gaz.*, vol. XIX, 1894, pp. 279-283, pl. XXVII.)

50. Stein. — Der Organismus der Infusionsthiere, III : Der Organismus der Flagellaten oder Geisselinfusorien. (1te Hälfte, Leipzig, 1878.)

51. Strasburger, E. — Ueber Protoplasmaverbindungen pflanzlicher Zellen. (*Jahrbüch. f. wiss. Bot.*, t. XXXVI, fasc. 3, pl. XIV et XV.)

52. Wager, H. — On the Eye-spot and Flagellum in Euglena viridis. (*Journ. of the Linn. Soc. Zool.*, vol. 27, pp. 463-481.)

53. West, G.-S. — A Treatise of the British Fresh-water Algae. (*Cambridge, at the University Press*, 1904).

54. Wille, N. — Volvocaceae, dans *Engler-Prantl's Natürl. Pflanzenfamilien*, I. Teil, Abteilg. 2, p. 29.

LA CELLULE.

a) *Forme et dimensions.*

Les cellules, une fois la nouvelle colonie définitivement constituée, sont toujours parfaitement sphériques. Wille (**53**, p. 29) dit qu'elles sont *sphériques ou ovales.*

Leur diamètre varie de 12 à 25 μ, suivant leur âge. Voici les dimensions qu'en donnent les différents savants :

Chodat (**6**, p. 152) 10-25 μ,
Eyferth (**19**, p. 118) 18-24 μ,
De Toni (**13**, p. 537) 18-24 μ,
Cooke (**9**, p. 65) 18-22 μ,
De Wildeman (**14**, p. 65) 18-22 μ.

Au stade de seize cellules (stade Gonium, ou gonioïde), ou même immédiatement après la constitution de la sphère creuse que forme la nouvelle colonie, les cellules sont plus ou moins polyédriques, s'aplatissant les unes les autres, mais elles s'arrondissent très rapidement, en même temps qu'elles deviennent plus distantes entre elles.

Aussi longtemps que la colonie-fille est encore incluse dans la membrane de la colonie-mère, la dimension des cellules est, en moyenne, de 4-5 μ seulement.

Nous avons examiné un très grand nombre de cellules; jamais nous n'en avons vu porter le petit prolongement hyalin dont parle Goebel (**23**, p. 41). Toutes les cellules observées étaient parfaitement sphériques. Goroschankin aussi, d'ailleurs, n'a jamais vu, chez *Eudorina* le prolongement en bec dont sont souvent pourvues les autres Volvocacées. Oltmanns (**45**, p. 152) également, ne parle que de cellules sphériques.

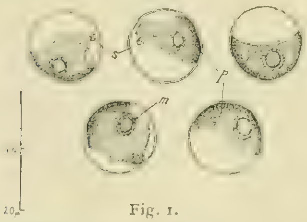


Fig. 1.
Aspect du chromatophore *p* dans les cellules jeunes. — *m*, pyrénoïde; *s*, stigma.

b) *Le contenu cellulaire.*

La cellule montre un chromatophore d'un beau vert, appliqué étroitement contre la membrane, et tapissant donc l'intérieur de celle-ci. Chez les cellules jeunes, il se présente en une calotte très nettement limitée, à bords quelque peu découpés, laissant libre une grande partie du protoplasme (fig. 1).

Dans les cellules adultes, les plastides semblent, à première vue, tapisser complètement l'intérieur de la membrane, mais un examen plus attentif montre de suite qu'il n'en est pas ainsi. Nous apercevons alors une ouverture circulaire dans la plastide, qui est en forme de cloche (fig. 11, 12). Nous avons obtenu de très jolies colorations des chromatophores par le rouge de Magdala. L'éosine également donne de bons résultats.

Les cellules d'*Eudorina* renferment, toujours, *au moins un* pyrénoïde. Il n'est unique que dans les cellules jeunes; *les cellules adultes montrent toujours, sans aucune exception, plusieurs pyrénoïdes, le plus souvent 5 à 9.* Ils mesurent jusqu'à 7µ de diamètre parfois. Il est inexact de ne signaler qu'*un* pyrénoïde, comme l'ont fait notamment De Toni (**13**, p. 537), Chodat (**6**, p. 151) et d'autres. Wille (**54**, p. 29) dit que « le chromatophore porte un, rarement plusieurs pyrénoïdes ».

Leur présence et leur nombre sont immédiatement mis en évidence par l'iode. Ce n'est que dans les colonies très jeunes qu'un unique pyrénoïde se rencontre : il se divise très rapidement; aucune cellule adulte n'en portait qu'un seul, dans nos observations.

Le pyrénoïde — pyrénocristal et amylosphère — a la structure classique. Il s'étudie par les grossissements quelque peu considérables et par l'intervention des réactifs.

Le pyrénocristal est une petite masse assez réfringente, anguleuse plutôt qu'arrondie, ou même parfois nettement polyédrique. Le réactif de Millon le colore en rouge; il se colore fortement par la fuchsine acide (0.2 °/₀) et le bleu de méthylène, et prend une teinte jaune-brun par l'iodure de potasse iodé, au milieu de la coloration bleu-noir de l'amylosphère. La coloration jaunâtre du protoplasme et du pyrénocristal, par l'iode, masque très souvent la réaction de l'amidon. Celle-ci apparaît clairement, si l'on traite d'abord les cellules par l'acide acétique glacial, comme l'a indiqué Overton pour *Volvox* (**46**, p. 113), puis qu'on ajoute la solution d'iodure de potasse iodé, ou qu'on fasse agir sur la goutte à examiner un peu de vapeur d'iode.

Cette réaction se recommande si les organismes n'ont pas été fixés par l'acide picrique ou la liqueur de Flemming. Le grain protéique se dissout, et le protoplasme s'éclaircit rapidement. L'amylosphère nous apparait alors composée de granules d'amidon (fig. 2, A).

Par l'action de KOH concentré, l'amylosphère gonfle et se dissout rapidement. Sa disparition laisse un évasement circulaire autour du pyrénocristal (fig. 2, B). On peut accélérer la réaction en chauffant très légèrement, s'il le faut. Le pyrénoïde, vu de côté, montre très nettement ce creux laissé par la dissolution de l'amylosphère (même figure).

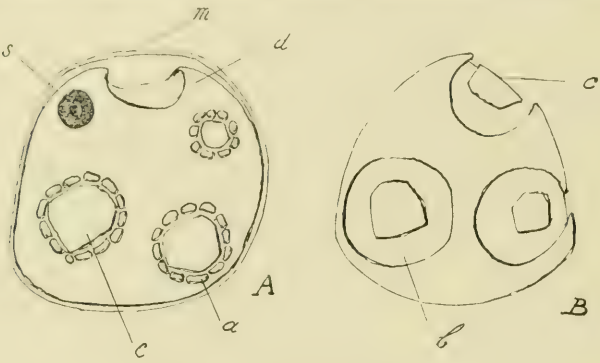


Fig. 2. — *Morphologie du pyrénoïde.*

A, cellule traitée par l'acide acétique.
B, cellule traitée par KOH concentré ; la membrane est dissoute.

a, grains d'amidon formant l'*amylosphère* ; *b*, excavation annulaire que produit la dissolution de l'amylosphère ; *c*, pyrénocristal ; *d*, plastide ; *s*, stigma ; *m*, membrane cellulaire

(Zeiss, Imm. $^{1}/_{12}$ × oc. comp. 12.)

Le rouge de Magdala produit de belles colorations du pyrénoïde (en même temps que du noyau, etc.). Il apparaît alors en rouge brillant.

Le noyau est globuleux, presque central. Il est bien mis en évidence par le rouge de Magdala, et par une solution aqueuse de vert de méthyle dans 1 $^{0}/_{0}$ d'acide acétique glacial, surtout après fixation par (alcool : 100 ; $HgCl^2$: 1 ; acide acétique glacial : 1). Dans les cellules adultes on l'aperçoit à travers l'ouverture circulaire du chromatophore.

Contre toute attente, l'hémalun et l'hématoxyline ne nous ont pas donné les résultats espérés.

Stigma. — Tous les auteurs semblent avoir régulièrement vu la tache oculaire. Seul Cooke (**9**, t. I, p. 65) dit : *often* with a red eyespot. — Elle est située immédiatement sous la cuticule cellulaire, à la limite extrême du protoplasme, sur le chromatophore. Le stigma a la forme d'un disque, ou plutôt d'un verre de montre. Il est d'un rouge brillant. Il se colore en bleuâtre par l'iode (réaction de l'hématochrome, de Cohn) et noircit au bout d'un certain temps, sous l'influence des vapeurs d'acide osmique. L'acide sulfurique le colore en bleu foncé ; l'acide chlorhydrique, en bleu plus clair.

Si l'on fait agir KOH (60 °/o aqueux) sur la cellule, le stigma gonfle et se montre très nettement composé d'un certain nombre de granulations rouges.

Il semble que ces granulations brillantes, rouges, sont maintenues dans un réseau cytoplasmique très fin, comme d'ailleurs Wager (**52**) l'a déjà vu chez *Euglena viridis*. Ce qui me parait particulièrement intéressant, c'est que, d'après Overton (**46**, p. 114) les stigma de *Volvox* ne présenteraient qu'une structure absolument homogène, après traitement par KOH : il serait indiqué de revoir ce point. Nous n'avons jamais vu la structure particulière (grain d'amidon relativement gros, entouré de granules de pigment) dont parle Francé pour certaines Volvocacées (**21**).

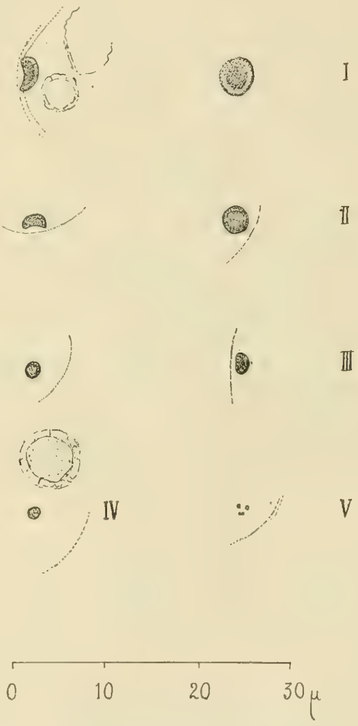


Fig. 3. — Rapport des dimensions des stigma dans les différents anneaux.
(Zeiss, imm. hom. $^1/_{12}$ × oc. comp. 12.)

Voici un point fort intéressant. *Tous* les dessins d'*Eudorina* chez les différents auteurs, montrent des taches oculaires *de dimensions absolument identiques pour toutes les cellules* : Chodat, **6**, p. 151 ; Goebel, **23**, p. 41 ; Goroschankin, **24**^{a}. — Oltmanns (**45**, p. 152) dit que les trente-deux cellules sont « völlig gleichartig ».

Nous avons examiné plusieurs centaines de colonies, et avons trouvé — sans aucune exception à la règle — *que la grosseur des stigma décroît à mesure que les anneaux de cellules s'éloignent du pôle apical vers le pôle postérieur.*

Aucune des observations antérieures sur *Eudorina* n'a signalé ce fait intéressant, et pourtant, même à un grossissement faible (60-100) et un fort éclairage, on voit un stigma brillant, rouge, très net et gros dans les rangées antérieures, tandis que les rangées postérieures n'en montrent pas du tout, ou tout au plus une « tache oculaire » très petite. Mais c'est surtout par l'emploi de forts grossissements que cela se voit d'une façon remarquablement nette.

Nous avons fait une foule de mensurations exactes des dimensions respectives des différents stigma d'une même colonie à l'aide de la chambre claire d'Abbe et d'objectifs à immersion homogène. Voici les données moyennes que nous ont fournies régulièrement nos mesures :

DIAMÈTRE DES STIGMA DES CELLULES DANS LES COLONIES ADULTES :

(V. Fig. 3. — Zeiss : immers. homog. $^{1}/_{12}$ × oc. comp. 12 ; gr. = 1560)

Pôle antérieur.	I rang	(4 cellules)	$3\,^{2}/_{3}\ \mu$
	II »	(8 »)	$3.0\ \mu$
	III »	(8 »)	$2.0\ \mu$
	IV »	(8 »)	$1.0\ \mu$
Pôle postérieur.	V »	(4 ») . . .	$< 1.0\ \mu$ ou bien,

le plus souvent, le stigma y est dissocié ou même absent.

Cela correspond en tout à ce que Ryder (**47**, p. 214) a trouvé pour les stigma de *Volvox;* les stigma des cellules apicales sont huit à dix fois plus grands que ceux des cellules postérieures, et la diminution du diamètre se fait progressivement du pôle apical vers le pôle opposé. Klein (**30**, **31**, **32**, **33**) et Mast (**40**, p. 108) confirment les observations de Ryder.

Dans le cas d'*Eudorina,* nous avons donc trouvé que les taches oculaires antérieures sont quatre à cinq fois plus grandes que les postérieures.

KOH, nous l'avons vu plus haut, désorganise la trame cytoplasmique du stigma, et met en évidence les granules pigmentaires. Alors que ces dernières, dans la partie antérieure de la colonie, sont nombreuses et serrées, il n'en est plus du tout de même au pôle opposé. Ici les granulations sont beaucoup moins nombreuses, juxtaposées plus irrégulièrement, plus lâchement (fig. 4). Dans les quatre cellules du pôle postérieur, notamment, le stigma ne montre plus que trois ou quatre granulations très petites, isolées, pâles; le plus souvent on ne remarque qu'un seul petit point qu'on est tenté de confondre avec les granulations du cytoplasme. Des dimen-

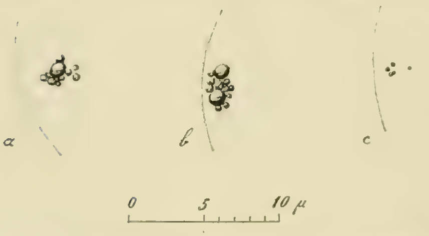


Fig. 4. — Action de KOH sur le stigma. — *a*, *b*, stigma du 1er rang ; *c*, stigma du 5e rang.
(Zeiss, imm. homog. $^{1}/_{12}$ × oc. comp. 18 ; gross. 2340.)

sions et de la structure particulière de ces derniers stigma nous concluons qu'ils sont avortés, et non fonctionnels.

Dans une série d'observations sur les Flagellates, qu'a faites le professeur J. Massart (**41**), figurent des dessins de *Pandorina morum*, montrant, ici également, une polarité très nette de la colonie, tant pour la rotation autour d'un axe bien défini, que par la dimension décroissante des stigma depuis le pôle apical vers le pôle postérieur (fig 5 et 6).

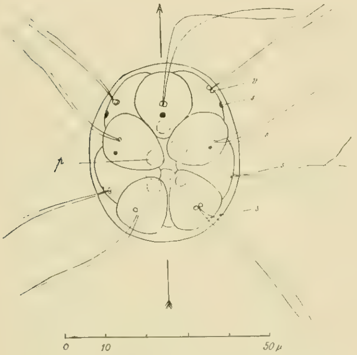


Fig. 5. — *Pandorina morum*, vue latérale
(D'après un dessin de M. J. Massart.)
s, stigma ; *v*, vacuoles contractiles ; *p*, pyrénoïde.

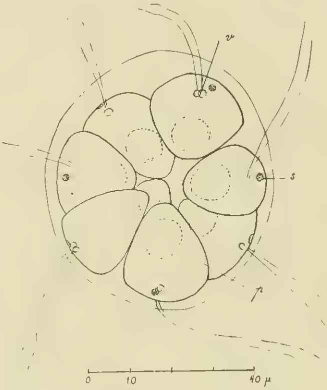


Fig. 6. — *Pandorina morum*, vue apicale.
(D'après un dessin de M. J. Massart.)
s, stigma ; *v*, vacuoles contractiles, *p*, pyrénoïde.

Lors de la division cellulaire, le stigma ne prend aucune part au phénomène. Chodat dit (**6**, p. 17) qu'il est dévolu à l'un des produits de la division et doit se former « *de novo* » dans les autres. Dans plusieurs cas nous avons vu qu'il disparaissait, assez tardivement, mais complètement, de sorte que *toutes* les cellules de la colonie-fille doivent s'en reformer un nouveau. Dans les colonies-filles très jeunes, on observe des petites granulations incolores, ou très faiblement colorées en rougeâtre, qui pourraient bien être des taches oculaires venant de se constituer. Cela confirme l'observation faite sur les stigma de *Volvox*, par Overton (**46**, p. 23), dans lesquels la coloration ne surviendrait que peu à peu.

Fouets. — Les cellules d'*Eudorina* sont pourvues de deux fouets cylindriques, assez minces, d'égale longueur. Dans les cellules adultes, leur longueur moyenne est de 25 μ. Ils sont bien visibles sur le vif, et même à d'assez faibles grossissements, grâce à leur réfringence particulière. Si l'on laisse s'évaporer lentement, sur la lame, une goutte contenant des colonies d'*Eudorina*, et qu'on les observe ensuite à sec, les fouets se distinguent très nettement, même à des grossissements de 50 à 60.

Les forts grossissements seulement parviennent à montrer un double contour bien délimité, ce qui montre que leur épaisseur est faible. Elle est sensiblement égale à l'insertion et à l'extrémité.

Les fouets sont très bien fixés par le liquide : (alcool, 100 ; sublimé, 1 ; acide acétique glacial, 1), l'iodure de potasse iodé, l'acide chromo-acétique et l'acide osmique. Dans certains réactifs, notamment le formol, ils tombent très facilement.

Ils présentent peu d'électivité pour la plupart des matières colorantes. Parmi les meilleures réactions nous citerons celle de la fuchsine phéniquée de Ziehl, qui les colore instantanément en rouge ; celle du violet de gentiane, qui les teint en violet ; celle du violet Dahlia qui les fait apparaître en violet foncé ; on peut dégrader, légèrement, par une solution aqueuse très faible d'acide acétique.

Le rouge de Magdala donne aussi une très belle coloration des fouets. Le bleu de méthylène donne également de bons résultats, surtout après fixation par OsO^4.

Tous les réactifs à base d'iode : vapeurs d'iode, iode ioduré, iode + H^2SO^4, ou + H^3PO^4, ou + $CaCl^2$, mettent bien les fouets en évidence, en les colorant assez fortement en jaune-brun.

Sortie et insertion des fouets. — Nous n'avons pas trouvé de nodule plus colorable, sur lequel ils pourraient s'insérer, comme chez les Chlamydomonadacées (cf. Dangeard, **11** et **12**, et Francé, **22**), nodule qui se continue lui-même par un mince filet protoplasmique (rhizoplaste) se dirigeant vers le noyau.

Quant à la sortie des flagellums, elle s'effectue à travers un tube élargi nettement en trompette vers l'extérieur. Oltmanns dit (**45**, p. 153), assez exactement, que les fouets traversent l'enveloppe commune des cellules à travers de fins canalicules. Chodat (**6**, p. 15) voit « les deux flagellums sortir parallèlement comme à travers un tube cylindrique, qui paraît se prolonger au delà de la membrane générale gélifiée, car ils ne commencent à diverger que peu au delà de cette limite ». La figure 2, D qu'il joint à son observation est tellement schématique, quant aux fouets, qu'elle manque de clarté.

La forme et la dimension des « cornets de sortie » des fouets se voient exactement par notre figure 7, dessinée à la chambre claire d'Abbe, à un grossissement fort, après une légère coloration par la cyanine. Ce réactif (= bleu de quinoléine) colore fort bien, surtout employé en quantité excessivement faible, les sorties des fouets. Le bleu de méthylène, également, rend ici de bons services.

Comme on le remarque dans le dessin, le cornet ne dépasse en aucune façon, par son bord élargi extérieurement, la membrane commune.

D'après Goroschankin, chaque fouet passerait par un orifice distinct.

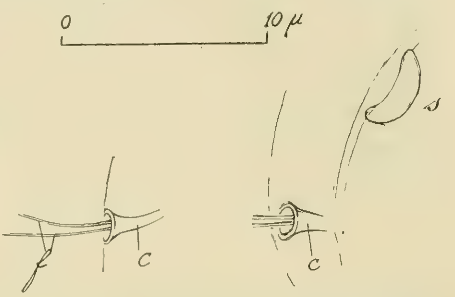


Fig. 7. *Sortie des fouets.* — *c*, cornet de sortie des fouets; *f*, fouets; *s*, stigma. Fixation par OsO^4, coloration faible par la cyanine

(Zeiss, imm. $^1/_{12}$ × oc. comp. 18; gross. 2340.)

Lors de la constitution de la colonie-fille d'*Eudorina,* les cellules ne montrent de fouets que tardivement, après que le stade *phialéa* (1) a été atteint. Ils sont mobiles dès le début de leur constitution, et l'on voit les jeunes cénobes tourner à droite et à gauche, au sein de la membrane-mère, jusqu'au moment où celle-ci, se rompant, les met en liberté. Les colonies gonioïdes (stade *plakéa*) (2) sont toujours dépourvues de flagels.

Nous n'avons pas pu suivre de près le phénomène de la « perte » des fouets, lors de la constitution des colonies-filles.

Les vacuoles contractiles. — Goroschankin (**24^b**) parle de deux vacuoles contractiles, localisées non loin de l'insertion des fouets. Il indique même que la durée d'une pulsation de systole à systole est de seize à vingt-deux secondes. Nous avons pu les observer plusieurs fois, dans la partie incolore de la cellule, mais n'avons pas suivi leur fonctionnement. Les vacuoles sont fort petites.

c) *La membrane cellulaire.*

Elle entoure la cellule et n'est traversée que pour livrer passage aux fouets et aux prolongements cytoplasmiques dont il sera question plus loin.

Elle est mince, car son double contour ne se voit bien, sur le vif, qu'à l'aide de grossissements quelque peu forts. Sur le matériel fixé, quelques réactifs la mettent bien en évidence.

L'iode et H^2SO^4, le chlorure de Zn iodé, l'acide phosphorique iodé, le chlorure de calcium iodé, ne m'ont donné aucun bleuissement de la membrane. Le rouge-congo n'agit pas ou très faiblement.

---

(1) φίαλη = coupe (sans anse). Ce terme est préconisé par Ch. Janet (**27**) pour désigner la sphère creuse que constitue la colonie adulte d'*Eudorina*.

(2) Terme dû à Ch. Janet (**27**) pour désigner les stades formant une lame composée d'une seule assise de cellules.

Par contre, le bleu de naphtylène « R en cristaux », le rouge de ruthénium, le bleu de méthylène, le rouge de Magdala, produisent immédiatement une coloration très nette de la cuticule cellulaire.

Ces réactions prouvent qu'elle ne contiendrait que très peu de matières cellulosiques ; la membrane serait plutôt riche en matières pectiques.

LE CÉNOBE.

a) *Forme et dimensions.*

Eudorina elegans constitue des colonies plus ou moins ellipsoïdes ou subglobuleuses (fig. 8).

Jamais nous n'en avons rencontré de réellement sphériques, de sortes qu'il se pourrait bien que les algologues qui parlent de cénobes *sphériques* les aient vus par l'un ou l'autre des pôles. Dans ces conditions, l'image est parfaitement sphérique, évidemment. C'est ainsi que Cooke (**9**, pl. 26, fig. 1-6) représente des *Eudorina* absolument sphériques, quoique parlant, il est vrai, de colonies ovoïdes (ibid., I, p. 65). Ces dessins sont reproduits par Eyferth (**19**, pl. IV, fig. 29) et d'autres. Goroschankin (**24**), par contre, parle exclusivement de cénobes ellipsoïdes, de même Goebel (**23**, p. 41, fig. 17), Al. Braun (**1**, p. 191) et Chodat (**6**, p. 151, fig. 76). — West (**53**, p. 194) dit que

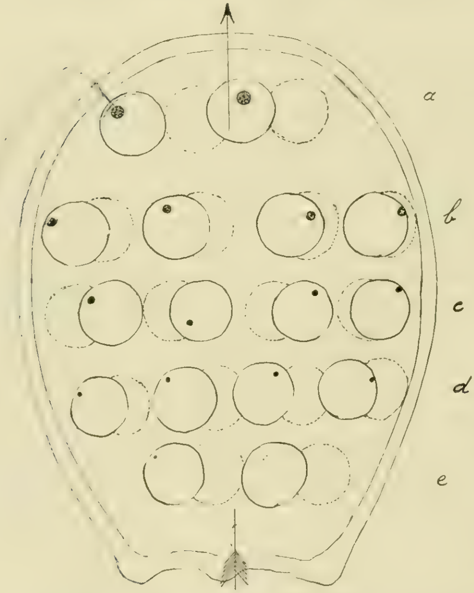


Fig. 8. — *Eudorina elegans* Ehr. — Disposition des 32 cellules en 5 cercles. — *a*, cercle apical de 4 cellules ; *b*, *c*, *d*, cercles équatoriaux de 8 cellules ; *e*, cercle phialoporique de 4 cellules. La flèche représente l'axe et le sens de rotation.

le cénobe est « rarely ellipsoid ». Oltmans (**45**, pp. 152-153) ne dit mot de la forme générale des colonies.

Non seulement les *Eudorina* que nous avons observés sont toujours plus ou moins ellipsoïdes, de façon à présenter, par conséquent, un grand diamètre (c'est uniquement autour de cet axe que se fait la rotation), mais la colonie présente encore, dans la majorité des cas, une autre différenciation : *un des pôles est nettement tronqué, ou plutôt, mamelonné.* Chodat seul, je pense, parle de cela, tandis que West (**52**, p. 195) dit : « The ellipsoid (1) colonies of this plant are sometimes described as possessing several mucous mamillate projections at one pole, but I do not find this character in British examples, the colonies of which are invariably globose ».

Chodat doit avoir observé ces mamelons d'une façon constante puisqu'il en parle dans la diagnose qu'il établit du genre *Eudorina* (**6**, p. 151) et qu'il illustre par sa figure 76.

Seulement cet auteur dit que cette extrémité mamelonnée constitue le pôle *antérieur*. Il n'en est absolument pas ainsi. Dans *toutes* les colonies observées par nous *in vivo*, *le pôle mamelonné était toujours* sans une seule exception, *dirigé en arrière* pendant le mouvement de translation. D'ailleurs, même chez les individus immobiles ou fixés par les réactifs, on peut très facilement se rendre compte qu'il en est bien ainsi, en examinant les stigma des quatre cellules touchant à cette extrémité : ils y manquent généralement, et, s'ils sont présents, ils ne mesurent que la cinquième partie environ de ceux de l'anneau apical. Nous avons vu, en effet, le rapport des dimensions, des différents stigma, dans le chapitre précédent.

Les dimensions des cénobes, tout comme celles des cellules qui les composent, sont très variables, suivant l'état du développement. Comme limites extrêmes, nous pouvons nous baser, d'une part, sur la mesure des colonies-filles complètes (trente-deux cellules), mais encore incluses dans la colonie-mère, et, d'autre part, sur celle des colonies adultes dont les cellules vont se préparer à la division. Dans le dernier cas, nous avons trouvé une longueur moyenne de 170 μ, sur une largeur de 140 μ ; dans le premier cas les jeunes colonies mesurent 55 μ de longueur, sur 45 μ de largeur.

Cooke (**9**, I, p. 67) indique 40-150 μ,
De Toni (**13**, I, p. 537) indique 45-150 μ,
De Wildeman (**14**, p. 65) indique 40-150 μ.

---

(1) Dans la diagnose (p. 194) l'auteur dit que les colonies sont « *rarely* ellipsoid » (!).

b) *Division et orientation des cellules dans le cénobe.*

Je pense qu'il est utile de rappeler brièvement le mode de division, par voie végétative, de la colonie d'*Eudorina*.

Le phénomène de la multiplication asexuelle a été très bien observé et figuré par Goroschankin (**24**) et Goebel (**23**, p. 42) et la question de la succession des plans de segmentation paraît définitivement élucidée pour *Gonium*, *Pandorina*, *Eudorina* et *Volvox*.

Par deux cloisonnements formant une croix, la cellule sphérique se trouve divisée en quatre cellules subtriangulaires (fig. 9 A, B). Celles-ci fonctionneront comme cellules initiales des quatre quadrants.

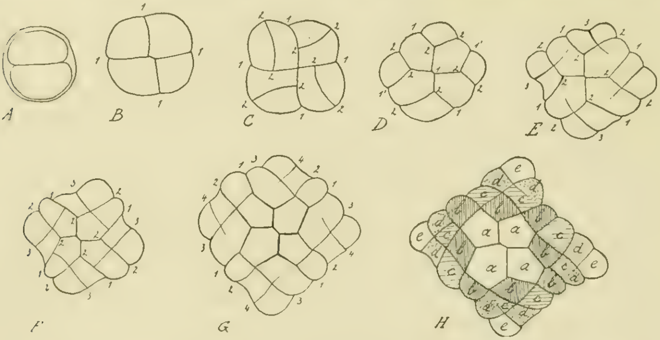


Fig. 9. — Schéma de la segmentation de la cellule et constitution de la colonie-fille. D'après Chodat (**6**, p. 42, fig. 16).

A-F, stades gonioïdes (16 cellules);

G, stade de 24 cellules;

H, stade Eudorina (32 cellules). — Les 4 cellules initiales *a* constitueront le pôle apical, tandis que le pôle postérieur sera formé par les 4 cellules *e*.

Les cloisons suivantes (2) vont s'insérer (perpendiculairement) vers le milieu des bras de la croix, d'une part, et sur la membrane externe d'autre part (C, 2-2). Les cellules ainsi détachées grossissent inégalement, comme le montre la figure D, et produisent ainsi une déviation des plans de cloisonnement. Un nouveau plan, perpendiculaire au précédent, vient couper en même temps et la cellule triangulaire et la cellule quadrangulaire (E, 3; F).

Ainsi s'obtient une lame formée d'une seule assise de seize cellules. (= *plakéa*, de Janet; **27**, p. 11).

C'est à ce stade plakéa, ou gonioïde, que s'arrête la division chez *Gonium pectorale*; mais chez *Eudorina*, elle continue, selon le mode exprimé par les schémas G et H. N'oublions pas de remarquer qu'à partir du stade gonioïde (parfois plus tôt), la colonie tabulaire se creuse en *cupule :* le contour extérieur de la plakéa se replie, se rétrécit, et l'ensemble constitue finalement une sphère creuse (phialéa). à une assise de cellules (phialoderme), présentant une ouverture bordée de quatre cellules (phialopore).

De tout cela il ressort ce fait intéressant, c'est que, *dès que la première segmentation en croix de la cellule d'Eudorina s'est opérée, la place qu'occuperont les cinq anneaux de cellules qui naîtront, est parfaitement et immuablement fixée.*

Le centre de figure de la colonie gonioïde (plakéa de seize cellules) devient le pôle *antérieur* dans le mouvement de rotation, chez la nouvelle colonie tout comme chez *Volvox* (**46**, p. 20; pl. 2, fig. 10, a, b, c). Ce sont donc les quatre cellules initiales (fig. H; a, a, a, a,) qui constitueront le pôle apical, tandis que le pôle postérieur sera formé par l'anneau des quatre cellules nées en dernier lieu (même figure; e, e, e, e,). Entre les deux pôles sont situés trois anneaux parallèles de huit cellules chacun, notamment :

un anneau formé par les huit cellules *b*,
» » » » » » » *c*,
» » » » » » » *d*.

Nous avons encore eu l'occasion de remarquer qu'entre l'anneau apical et le suivant, la distance est légèrement, mais nettement, plus grande qu'entre les autres cercles; il est donc légèrement séparé du reste de la colonie (fig. 8). Cela se remarque chez beaucoup de cénobes adultes.

Dans les rares cas où nous avons observé des colonies complètes de seize cellules — qu'on pourrait regarder comme des « naissances prématurées » (« Frühgeburt », comme dit Oltmanns) — le même aspect se manifeste : l'anneau apical (de quatre cellules) est quelque peu séparé des trois autres (de quatre cellules chacun, dans ce cas-ci).

Chez les colonies jeunes, les cellules sont rapprochées et ne se montrent pas parfaitement rondes, mais polyédriques, aplaties suivant les plans de segmentation par lesquels ils ont pris naissance. Peu à peu, elles s'arrondissent, et se distendent assez fortement.

Ni Goroschankin, ni Goebel, je pense, n'ont remarqué la disposition, en cinq anneaux, des cellules d'*Eudorina.*

Les figures de Cooke (**9**, pl. 26, fig. 1-6) montrent des colonies *sphériques*, dans lesquelles les cellules sont réparties absolument au hasard. De Toni (**13**, I, p. 537) dit que les cellules sont toutes « equidistantes inter tegumentum commune ». Oltmanns (**45**, p. 152) dit également — erronément, venons-nous de voir — que les cellules se trouvent à des distances égales (et assez notables) les unes des autres. Seul Chodat (**6**, p. 151) parle de la disposition en cinq anneaux, et la représente dans sa figure 76a, mais il confond les deux pôles.

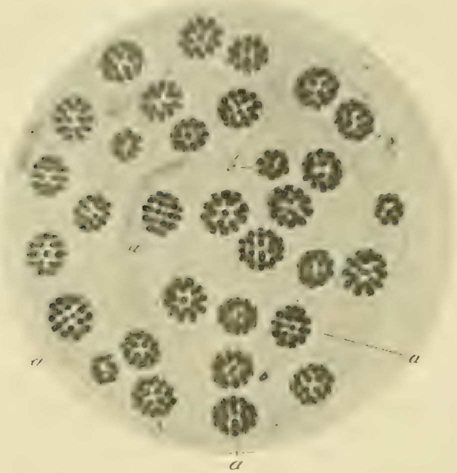


Fig. 10. — *Colonies-filles d'Eudorina elegans* Ehr. *peu avant leur mise en liberté.* — On voit bien l'enveloppe commune, la membrane de chaque colonie-fille, ainsi que la disposition des cellules en 5 anneaux parallèles (*a*). La colonie-fille *b* se montre par un de ses pòles; c'est pour cette raison qu'elle paraît sphérique et que les cellules y semblent irrégulièrement réparties. (Reichert, obj. 5 × oc. II.)

Microphotographie de M. Félix Lambert, Bruxelles.

En ce qui concerne la répartition des cellules, les descriptions d'*Eudorina*, par Cooke et De Wildeman, sont incompréhensibles.

La dernière phase dans la constitution de la jeune colonie d'*Eudorina* consiste dans la fermeture du phialopore (par gélification de la membrane des quatre cellules du pore ?). C'est ainsi que se constitue « l'aire phialoporique », avec les mamelons dont il a été question plus haut. En pressant sur la colonie, entre lame et lamelle, l'éclatement de l'enveloppe se fait généralement à l'aire phialoporique, ce qui montre bien que l'enveloppe est moins résistante ici, et pourrait bien être formée par gélification.

Les rares colonies ovoïdes de seize cellules que nous avons rencontrées portaient également les mamelons phialoporiques.

Notre microphotographie de la figure 10 représente trente-deux colonies-filles encore incluses dans la membrane commune.

c) *Les enveloppes du cénobe.*

Si la morphologie détaillée des membranes chez *Volvox* a été consciencieusement étudiée par L. Klein (**30**, **31**, **32**, **33**) et A. Meyer (**42**, **43**) et que ce dernier surtout a établi la nature des communications intercellulaires chez *Volvox globator*, *aureus et tertius* (**43**), des indications précises dans cet ordre d'idées manquent totalement pour les autres Volvocacées, principalement pour *Eudorina*.

Comme le dit Oltmanns (**45**, I, p. 158), les auteurs ne parlent point de la structure de l'enveloppe de cet organisme. Seul Goroschankin (**24**^{b}) nous dit qu'elle comprend « une couche externe dense et une couche interne plus épaisse mais moins dense ».

Nous nous sommes proposé d'étudier de plus près la structure des enveloppes cénobiennes.

A cet effet, nous avons fixé nos *Eudorina* soit par OsO^4, à 1 °/₀, dans lequel on les laissait pendant une heure, soit par l'acide chromo-acétique, où ils séjournaient pendant vingt-quatre heures.

Si l'on ajoute à l'eau qui contient les colonies, une très petite quantité de bleu de méthylène, elles présentent une aréolation fine, mais très nette. La périphérie est complètement divisée en polygones, qui ont presque toujours six faces. Un examen approfondi, dans lequel une mise à point minutieuse joue un grand rôle, montre que ces lignes hexagonales représentent la coupe de minces cloisons délimitant, dans le sens des rayons de la colonie, des cavités occupées chacune par une cellule.

Vues de face, ces cavités sont hexagonales (voir fig. 11), mais en coupe optique elles sont quadrangulaires, comme le montre la figure 12.

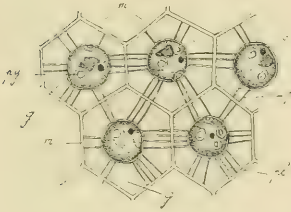


Fig. 11. — Vue de face.

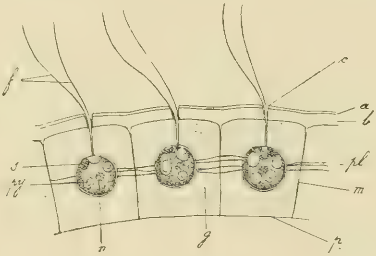


Fig. 12. — Coupe transversale.

Membranes du cénobe et communications intercellulaires.

a, cuticule externe ; *b*, cuticule interne ; *pl*, communications protoplasmiques ; *c*, cornet de sortie des fouets ; *s*, stigma ; *py*, pyrénoïde ; *n*, noyau ; *g*, gelée ; *m*, lamelle latérale. (Zeiss, imm. hom. 1/12 × oc. comp. 12)

Les cellules sont séparées entre elles latéralement par la mince cuticule *m* ; vers le centre de la sphère cénobienne, les cavités sont limitées par la cuticule *p*, tandis que vers la périphérie elles le sont par une enveloppe épaisse et résistante, formée de deux membranes, percées par le cornet de sortie *c* des fouets ; l'externe *a* est beaucoup plus dense, mais moins épaisse que l'interne *b*. Cette dernière se colore très fortement par le bleu de méthylène, le bleu de toluidine, le rouge de Magdala, etc. La cuticule *a* se colore beaucoup moins fort par le bleu de méthylène.

Cette structure, que nous avons pu observer dans la plupart des cas, est identique à celle du *Volvox globator*; seulement, tandis qu'ici les cloisons intercellulaires s'observent aux forts grossissements, sans colorations, chez *Eudorina* il faut absolument avoir recours aux réactifs pour les mettre en évidence.

d) *Les communications intercellulaires.*

On se pose tout naturellement la question, si les cellules d'*Eudorina* communiquent entre elles par des prolongements cytoplasmiques, comme chez *Volvox*.

Nous avons fait un grand nombre de réactions dans ce but; dans beaucoup de cas, nous avons vu, nettement, *de très minces communications intercellulaires* se diriger d'une cellule vers les cellules immédiatement voisines. Ces prolongements cytoplasmiques sont toujours au nombre de 2-4 pour chaque direction, et traversent la cuticule *m* en angle droit. Il y a donc généralement six faisceaux de communications intercellulaires par cellule.

Chez *Volvox*, ces communications se voient sans aucun réactif même, mais à l'aide de grossissements considérables. Chez *Eudorina*, par contre, les plus forts grossissements dont je disposais ($g = 2340$) ne les mettaient pas en évidence — sans coloration préalable. Même la méthode par $I + H^2SO^4$ préconisée par Meyer (**43**, p. 197) ne donne pas toujours des résultats bien nets.

Ces difficultés extraordinaires à voir les communications intercellulaires chez *Eudorina* doivent être attribuées, je pense, à leur extrême délicatesse.

S'il est vrai que dans certains cas, nous n'avons pu les voir, dans d'autres, par contre, nous les avons observées très nettement.

Il serait intéressant de voir comment elles se comportent lors de la division cellulaire.

e) *Nature chimique des enveloppes.*

L'iode et acide sulfurique, le chlorure de zinc iodé, l'acide phosphorique iodé, le chlorure de calcium iodé ne produisent aucun bleuissement des enveloppes externes de la colonie d'*Eudorina*.

La phloroglucine et l'acide chlorhydrique ne produisent non plus de réaction.

Les safranines (safranine T, rouge de Magdala, mauvéine, etc.), le bleu de méthylène, le bleu de nuit, et surtout le bleu de naphtylène

« R en cristaux » et le rouge de ruthénium (Ruthenium oxychloratum-ammoniacum de Merck) produisent immédiatement, et intensément, les réactions propres aux combinaisons pectiques de Mangin (**38**), dans l'épaisse membrane *b*; la membrane *a*, plus mince, se colore plus faiblement par certains de ces réactifs.

KOH, même en solution aqueuse faible, dissout très rapidement les enveloppes cénobiennes, tandis que H^2SO^4 concentré ne les attaque pas.

Les cavités *g* se colorent assez fortement par le brun de Bismarck; nous sommes enclin à croire qu'elles sont remplies de substances mucilagineuses.

Nous n'avons, malheureusement, aucune indication précise sur la nature du centre de la colonie.

PHYSIOLOGIE. — La natation.

Comme nous l'avons vu plus haut, la natation se fait par un mouvement de rotation autour du grand axe, dont l'une des extrémités constitue toujours le pôle antérieur; l'autre, le pôle postérieur (phialoporique).

La rotation ne se fait pas régulièrement dans un sens unique, comme semble l'indiquer Al. Braun (**1**, p. 191); la colonie tourne pendant quelques minutes dans un sens, ralentit son mouvement, puis continue à tourner dans l'autre sens. Toutefois, dans un grand nombre d'observations, la rotation dans le sens des aiguilles d'une montre (si l'on regarde la colonie par son pôle antérieur) dominait nettement sur celle dans le sens inverse.

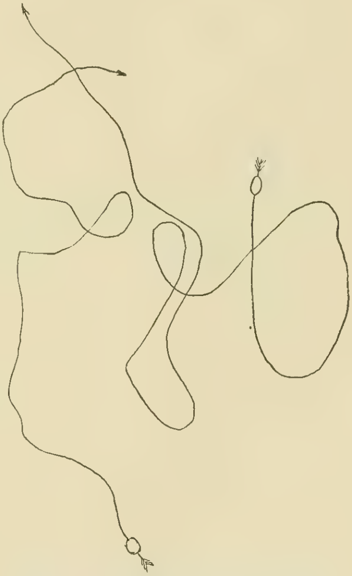


Fig. 13. — Pistes de deux colonies d'*Eudorina*. Éclairage uniforme.

La figure 13 représente la piste de deux colonies d'*Eudorina*, dans une goutte éclairée également. Elle est sinueuse, parfois lâchement zigzaguée.

Lorsqu'on éclaire la préparation, fortement, mais unilatéralement, les *Eudorina* se dirigent aussitôt vers la lumière, en ligne presque droite.

CONSIDÉRATIONS GÉNÉRALES SUR LES VOLVOCACÉES

Après l'établissement des données précédentes, il est très intéressant de jeter un coup d'œil sur l'ensemble évolutif des Volvocacées; leurs représentants sont les échelons d'une échelle évolutive, et l'étude comparative détaillée de leurs différenciations morphologiques et physiologiques est très intéressante.

1) *Spondylomorum* Ehr.

Toutes les cellules (distribuées en quatre anneaux de quatre cellules) ont une partie antérieure portant les fouets et les vacuoles. Rotation autour d'un axe central dans le sens des cellules. D'après les dessins de Stein (**49**) et d'autres savants, les stigma ont tous la même dimension.

2) *Stephanosphæra* Cohn.

Colonies sphériques ou légèrement aplaties par le haut et par le bas. Elles portent, dans le sens de l'équateur, huit cellules disposées selon les méridiens. Les fouets ne se trouvent qu'à la partie apicale de la colonie. Natation par rotation autour d'un axe central.

3) *Gonium* Müll.

Colonies tabulaires. L'organisme tourne (en oscillant) autour d'un axe perpendiculaire au centre de la plaque. Ici, les cellules regardent toutes d'un même côté; pendant la translation, les fouets et les stigma sont tous dirigés dans ce même sens.

4) *Platydorina* Kofoid (l. c. **35**).

Cet organisme se trouve quelque peu à part dans la série évolutive des Volvocacées. Différenciation particulière en un pôle antérieur arrondi, et un pôle postérieur fortement échancré. L'ensemble, en fer à cheval, est ondulé autour de l'axe, en 1/8 ou 1/32 de spirale. Les trente-deux cellules regardent les unes d'un côté, les autres de l'autre, de sorte que les fouets sont insérés alternativement sur l'une ou sur l'autre des faces. De la forme particulière de cet organisme il résulte une translation en spirale autour du grand axe.

C'est chez *Platydorina* que nous trouvons la prédominance la plus prononcée d'un sens unique de rotation, l'organisme tournant presque exclusivement vers la droite. Au seul point de vue de la *polarité de translation,* cet organisme serait le plus évolué parmi toutes les Volvocacées.

5) *Pandorina* Bory.

Les colonies sont souvent un peu ovoïdes; l'axe de rotation est fourni par le grand diamètre.

Dans ses notes (non publiées) sur les Flagellates, le professeur J. Massart (**41**) montre des colonies légèrement allongées de *Pandorina morum*, dans lesquelles « les stigma sont grands dans les cellules antérieures, plus petits dans les cellules équatoriales, et invisibles dans les cellules postérieures » (voir fig. 5 et 6).

6) *Eudorina* Ehr.

Après avoir parlé de la polarité chez *Volvox*, Oltmanns (**45**, p. 152) dit : « *Eudorina* (und *Pandorina*) verhalten sich wohl im wesentlichen ähnlich, *doch ist das Vorderende hier so wenig kenntlich,* dass eine nähere Entscheidung vorläufig nicht getroffen werden könnte ».

Les présentes recherches ont précisément éclairci ces points. En effet, tout comme chez *Pandorina* (Massart), il existe chez *Eudorina* une polarité très prononcée : rotation exclusivement autour d'un grand axe; dimensions des stigma, dont les apicaux sont quatre à cinq fois plus grands que ceux du cercle abaxial (phialoporique), les dimensions décroissant régulièrement de cercle en cercle, d'avant en arrière.

Trente-deux cellules réparties en cinq cercles parallèles, dont un apical et un postérieur de chacun quatre cellules, et trois cercles équatoriaux de huit cellules. La position des cellules de chaque colonie-fille est fixée dès la première segmentation de la cellule-mère. *Toutes* les cellules deviennent, par divisions successives, des colonies-filles de trente-deux cellules. En vue de la conjugaison hétérogamique, *toutes* les cellules peuvent produire des gamètes. Aire phialoporique généralement mamelonnée. Rotation : généralement de gauche à droite.

Communications intercellulaires très fines.

7) *Pleodorina.* Shaw (l. c. **49**).

a) *Pl. illinoisensis* Kofoïd (l. c. **34**) ressemble fort à *Eudorina.* Il y a également trente-deux cellules disposées à la périphérie d'une colonie légèrement ovoïde et autour du grand axe de rotation, en cinq anneaux dont l'apical et le postérieur, tout comme chez *Eudorina*, comptent chacun quatre cellules, les trois autres cercles montrant chacun huit cellules.

Pl. illinoisensis Kof. montre les mêmes mamelons qu'*Eudorina*, du moins chez les colonies âgées. Ici également ils sont disposés au pôle postérieur.

L'anneau antérieur de quatre cellules constitue le *pôle somatique*, à cellules prédestinées à mourir ; le reste des cellules (28) est capable de se diviser en vue de la formation de colonies-filles. Leur ensemble constitue les *cellules (trophiques) gonidiales*. Les cellules végétatives mesurent 9.5 à 10.8 μ et portent un stigma grand et brillant ; les cellules reproductrices mesurent 15 à 25 μ et leur stigma est plus petit et plus pâle.

Pas de communications intercellulaires observées.

La rotation semble se faire de préférence de droite à gauche.

Reproduction sexuée inconnue.

b) *Pl. californica* Shaw (l. c. **49**), plus évolué que le précédent, tant par le nombre plus considérable des cellules (120) que par certaines autres différenciations marquées. Cette Volvocacée se rapproche donc davantage du genre *Volvox*.

Les colonies sont sphériques ou ellipsoïdales et portent à la périphérie environ 64 ou 128, généralement 120 cellules. Grand diamètre des cénobes : 175 à 300 μ. Pas de mamelons comme dans l'espèce précédente, mais polarité morphologique et physiologique très prononcée. Le pôle somatique comprend la moitié ou le tiers antérieur, l'hémisphère (trophique) gonidiale comprenant le reste. Les cellules gonidiales sont deux ou trois fois plus grandes que les autres.

Quant au stigma, même spécialisation que dans l'espèce précédente.

Rotation, le pôle somatique en avant, de gauche à droite.

Reproduction sexuée inconnue.

⁂

Chodat (**6**, p. 152) veut souder le genre *Pleodorina* Shaw à *Eudorina* Ehr., en se basant sur la morphologie et le mode de segmentation semblables des cellules de ces deux genres. Il est vrai qu'il existe certains points de rapprochement entre ces deux genres, surtout entre l'espèce *Pl. illinoisensis* Kof. et l'*Eudorina elegans* Ehr. (1) (voir Kofoïd, l. c. p. 286) mais, il me semble, par contre, que l'apparition de la mortalité prédestinée des cellules somatiques (4 sur 32 chez *Pl. illinoisensis* Kof, et un tiers à un demi chez *Pl. californica* Shaw) fait de cet organisme *une Volvocacée beaucoup plus évoluée qu'Eudorina*. Rien que par cette différenciation très intéressante, la fusion en un seul, de ces deux genres, ne me semble pas réalisable.

---

(1) Par exemple : les *jeunes* cénobes de *Pl. illinoisensis* ne peuvent pas être distingués de ceux d'*Eudorina*, les cellules végétatives et les cellules trophiques n'étant pas encore suffisamment différenciées les unes des autres.

8) *Volvox* L.

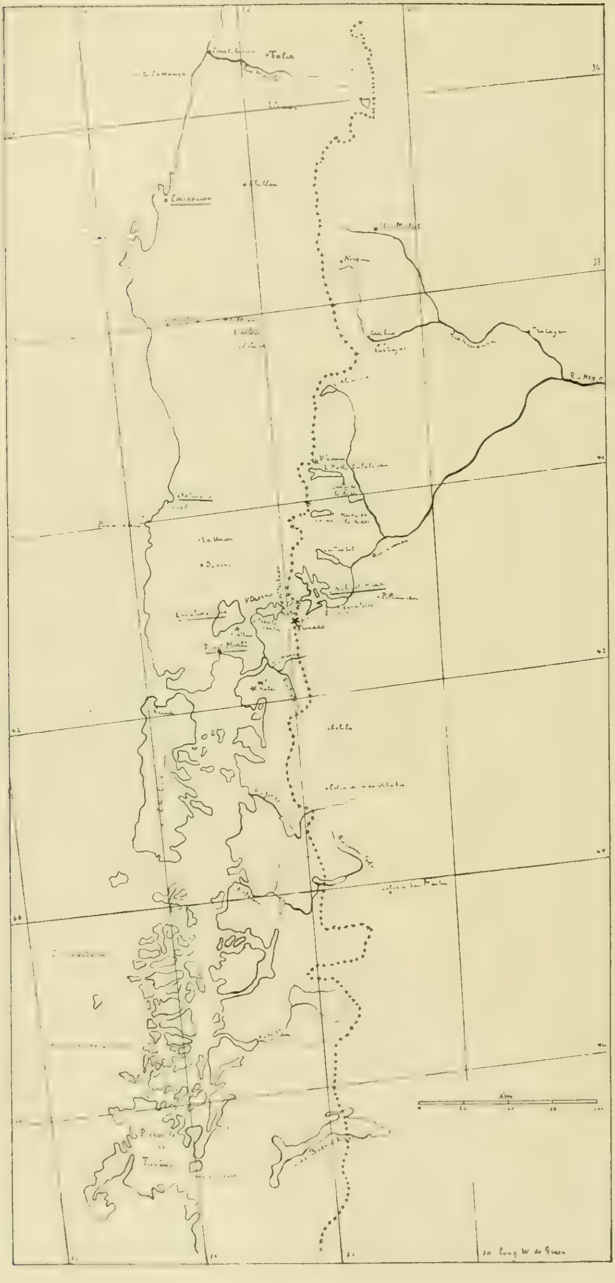
Il offre l'exemple de la plus haute différenciation et évolution parmi les Volvocacées.

Rotation autour d'un axe; chez *V. globator*, de préférence vers la gauche (Klein). Stigma situés à la partie dirigée vers le sommet de la colonie (Overton). Stigma apicaux 8 à 10 fois plus grands que les postérieurs (Ryder, Klein, Mast).

Dans la région postérieure, les communications intercellulaires, chez *Volvox aureus* (A. Meyer, **43**) se composent de trois à six filaments cytoplasmiques, tandis qu'à la partie apicale, les cellules communiquent entre elles par un seul filament. On peut, dans ce genre, parler d'une *hémisphère gonidiale* (= hémisphère phialoporique) où les plasmonèmes sont plus nombreux (*V. aureus*), ou plus importants (*V. globator*) qu'à l'*hémisphère somatique* [stigmatique, sensitive (Janet)]. Le nombre des cellules trophiques est infiniment inférieur (8) à celui des cellules somatiques (jusqu'à 22,000).

En vue de la conjugaison hétérogamique, un petit nombre de cellules seulement peuvent devenir, les unes des oogones, les autres, des anthéridies.

Bruxelles, Institut Botanique Léo Errera, février 1913.


Talca
36
Chillan
Concepcion
Neuquen
R. Negro
P. Moreno
Tronador
Km
0
100
10 Long W de Green

La Forêt valdivienne et ses limites

Notes de Géographie botanique

par Lucien HAUMAN-MERCK,

Professeur a l'Université de Buenos-Aires.

Plusieurs auteurs ont étudié déjà l'admirable forêt qui s'étend entre la côte du Pacifique et la Cordillère des Andes, sur presque 20 degrés de latitude, et deux cents kilomètres à peine de largeur, à l'extrémité australe de l'Amérique du Sud. Après Darwin et Claude Gay, qui n'y consacrèrent que quelques pages, il faut citer Philippi, Grisebach qui, sans avoir visité la région, fit une synthèse aujourd'hui encore remarquable de tout ce qu'on avait écrit sur elle jusqu'à lui, puis, plus récemment, Neger, et surtout K. Reiche dont l'ouvrage « Grundzüge der Pflanzenverbreitung in Chile » (1) a considérablement enrichi nos connaissances sur la géobotanique chilienne. La région dont je m'occuperai dans ce travail, et qui correspond assez exactement à la moitié septentrionale de cette forêt, est donc, au point de vue botanique, assez bien connue, mais il m'a semblé, au cours des trois mois qu'en deux fois j'y ai passés, voyageant de Valdivia au lac Nahuel-Huapi dans la République Argentine, que certains aspects remarquables de cette végétation pourraient être mis davantage en lumière et que bien des choses restaient à dire au sujet des limites de la formation.

On trouvera donc ici, après une étude rapide du milieu, une description de la forêt telle que je l'ai observée pendant les mois d'été, entre Corral, sur le Pacifique (40° lat. S.), et San Carlos de Barriloche, de l'autre côté de la Cordillère, des observations sur la flore de quelques-unes des hautes montagnes qui en émergent, puis une discussion des limites de la région, où je m'occuperai particulièrement de sa rencontre avec le désert de la Patagonie argentine (2).

---

(1) Leipzig 1907 (Die Vegetation der Erde, vol. XIII). L'ouvrage comporte une bibliographie des plus complètes à laquelle je me permets de renvoyer le lecteur pour tout ce qui est antérieur à la date de sa publication.

(2) J'aurai souvent, particulièrement dans la partie descriptive, à répéter des choses déjà dites, mais le sujet m'a paru assez neuf encore, et surtout assez complexe, pour supporter ces redites indispensables à la clarté de l'ensemble.

I. — LE MILIEU.

La région tout entière est de caractère montagneux, bien que la Cordillère centrale au Sud du 36e degré de latitude ne soit pas très élevée : les volcans Llanin et Villarica et le mont Tronador, qui la dominent de beaucoup, n'atteignent respectivement que 3,806, 3,670 et 3,463 mètres; nombreux sont les cols dont l'altitude ne dépasse guère 1,000 ou 1,200 mètres, et la ligne de séparation des bassins océaniques est la plupart du temps inférieure au niveau des neiges éternelles (entre 1,800 et 2,000 mètres au 40 lat. S.). Des chaînes secondaires s'étendent cependant jusqu'à la côte du Pacifique : au Sud de Valdivia, la Cordillère de la côte (Cordillera Pelada) atteint 1,000 mètres, et j'estime à 250 mètres la hauteur du premier cordon de collines qui bordent la baie de Corral. Le pays est donc presque tout entier en chaîne de montagnes et en vallées profondes où coulent d'abondantes rivières, et, au Sud de Valdivia, des plaines de quelque importance, entièrement cultivées du reste, n'existent qu'autour des villes de La Union et d'Ozorno ; aussi la distinction de la Cordillère centrale et la Cordillère de la côte, si nettement séparée par une large vallée dans la partie moyenne du Chili, est-elle, vers le Sud, de moins en moins accusée.

La géologie de la région est compliquée et très imparfaitement connue; les roches cristallines y abondent : les falaises de Corral sont tout entières de micaschiste qu'on a suivi jusqu'à 60 kilomètres de la côte et que recouvrent dans l'intérieur des grès argileux, du tuf basaltique et par endroits d'épaisses couches d'argile limonitique. Au Tronador, dans les Andes centrales, c'est encore le micaschiste et le basalte qui dominent, et le granit abonde autour du lac Todos los Santos (1).

Les renseignements agrologiques sont plus rares encore. La composition physique et chimique des terres varie naturellement beaucoup dans l'immense territoire dont il s'agira ici : les terres de la région côtière sont réputées improductives, celles des vallées de l'intérieur et des rives du lac Llanquihué sont au contraire très fertiles : les céréales, la Pomme de terre et surtout les prairies artificielles y donnent d'excellents résultats. D'une facon générale ces terres seraient pauvres en chaux et en phosphore, et riches en azote. M. le Dr Fritz Bade, à l'obligeance duquel je dois les analyses reproduites ci-dessous, a trouvé, au contraire, d'assez fortes quantités de chaux, mais, à ce qu'il paraît, sous forme de combinaisons organiques solubles ; ces mêmes terres étaient aussi très pauvres en potasse. Dans les provinces de Valdivia et de Llanquihué, en raison sans doute de leur richesse en fer, les terres sont fréquemment d'une couleur orangée, et m'ont paru en général très sablonneuses ; ceci aide à comprendre le fait qui d'abord étonne et que j'ai souvent remarqué, de l'appauvrissement rapide du sol en humus après les défrichements ; on peut voir sans doute dans ces circonstances, surtout pour des terrains en pente où les eaux pluviales ruissellent, une des causes de l'aspect xérophile assez marqué de certains éléments valdiviens.

---

(1) On trouvera des renseignements géologiques et des indications bibliographiques dans le grand ouvrage de C. Martin, Landeskunde von Chile, Hamburg 1909. On y trouvera de plus quelques photographies intéressant la flore valdivienne et deux gravures en couleur représentant *Eucryphia cordifolia* et *Lapageria rosea*.

Analyse de deux terres provenant des rives boisées du lac Todos los Santos d'après F. Bade.

	Échantillon I				Échantillon II			
	Extraction aqueuse	Extraction HCl 5 °/o	Extraction HCl concent.	Quantités totales	Extraction aqueuse	Extraction HCl 5 °/o	Extraction HCl concent.	Quantités totales
Acide silicique . . .		5.920	0.930			8.400	1.120	
Acide sulfurique (SO^3) .	0	traces	0.250		0	traces	0.570	
Oxyde de Fe ($Fe^2 O^3$) .		18.920	38.880			32.760	40.480	
— Al ($Al^2 O^3$). .			66.400				59.520	
— Ca (Ca O) . .	0.180	7.080	35.200		2.960	26.760	38.530	
— Mg (Mg O) .	0.080	2.150	29.47		0.840	0.850	11.990	
— Na ($Na^2 O$) .		1.400	3.760			1.750	2.890	
— K ($K^2 O$) . .		0.220	0.220			0.820	0.590	
Clorure de Na (NaCl) .	1.110				0.510			
Humus précipité . . .				7.680				33.200
Azote (N)				0.810				3.200
Acide phosphor. ($Ph^2 O^5$)		0.250		0.870		0.530		1.550
— carbonique (CO^2).	0.700				1.500			
Résidu fixe					44.750			
Perte au rouge . . .					38.730			

Le climat.

Nos connaissances sur le climat du Chili se sont très heureusement complétées dans ces dernières années, grâce à ce fait surtout, que les observations anciennes antérieurement disséminées en de nombreuses publications ont été récemment réunies et coordonnées dans un travail de R.-C. Mossman, « The Climate of Chile » (1), d'où proviennent la plupart des données qu'on trouvera ci-dessous. Je ne m'occuperai ici que du climat de la région valdivienne proprement dite, laissant pour un chapitre suivant l'étude de celui de ses zones frontières et des régions limitrophes.

I. Régime des pluies dans la région valdivienne, d'après R.-C. Mossman.
(Quantités en millimètres)

	Concepcion	Contulmo	**Valdivia**	Puerto Montt	Ancud
LATITUDES SUD	36° 50′	37° 50′	39° 48′	41° 27′	41° 51′
PÉRIODES	1876-87 1892-1909	1901-10	? (30 ans)	1862-73 1888-1902 1907-09	1899-1909
Janvier	17.8	57.5	**72.9**	124.1	62.4
Février	26.6	41.4	**80.0**	105.9	92.6
Mars	67.5	78.5	**162.0**	172.4	155.1
Avril	83.3	132.5	**237.0**	179.0	200.2
Mai	184.7	231.3	**288.0**	278 2	263.1
Juin	264.6	411.3	**445.0**	246.8	307.9
Juillet.	261.4	337.9	**390.1**	284.5	249.3
Août	190.9	252.0	**343.9**	242.7	269.8
Septembre . . .	102.3	176.1	**185.9**	164.3	180.6
Octobre	67.2	95.6	**126.0**	150 3	118.3
Novembre . . .	41.7	62.8	**113.0**	110 0	102 0
Décembre. . . .	27.8	47.9	**122.0**	152.7	96.7
Année.	1335.8	1924.8	**2665.8**	2240.0	2098.3

---

(1) Journ. of the Scottish Met. Soc., vol. XV, n° 27, Edimbourg 1911. Je remercie vivement M. Mossman de m'avoir communiqué les données pluviométriques originales en millimètres, avant leur transformation en pouces et lignes. J'ai consulté aussi : Observaciones meteorologicas publicadas por F. Histempart (años 1906-07-08-09), sorte d'annuaire officiel publié à Santiago, et C. Martin, Das Regen in Sud-Chile (Verh. deut. wissensch. Ver. Santiago 1898, p. 63) et Wärme, Wind und Bewolkung in Llanquihué (ibid. 1902, p. 85).

II. Nombres moyens des jours de pluie, d'après R.-C. Mossman.

	Concepcion	Contulmo	**Valdivia**	Puerto Montt	Ancud
PÉRIODES	1903-09	1901-9	1900-09	1862-73 1888-1902 1907-09	1900-09
Janvier	1.4	1.5	**6.1**	14.8	11.4
Février	1.9	4	**6.8**	14.1	12.0
Mars	3.6	5	**11.8**	15.9	17.1
Avril	7.4	7.3	**14.2**	16.4	18.5
Mai	12.7	10.6	**19**	19.5	22.5
Juin	16.9	15.8	**22.7**	18.4	23.0
Juillet.	13.4	11.6	**21.1**	20.5	22.1
Août	11.3	13.6	**19.9**	20 1	21.7
Septembre . . .	12.1	12	**17.1**	15.9	19.6
Octobre . . .	5.7	7.7	**12.4**	15.0	16.4
Novembre . . .	4.1	6 3	**11.9**	15.2	13.9
Décembre . . .	3.9	4.9	**10.8**	15.2	14.0
Année.	97.7	106 3	**173.8**	201.3	211.9

III. Distribution des pluies dans le cours de l'année, à Valdivia (Extrait des tableaux I et II)

PÉRIODES	Quantités en m/m	°/o de la quantité annuelle	Nombre de précipitations	°/o de la quantité annuelle
Année.	2665.8	—	173.8	—
Printemps (X-XII) .	361.0	13.6 °/o	35.1	20.2 °/o
Eté (I-III)	314.9	11.7 —	23.9	13.2 —
Automne (IV-VI) . .	1070	40.2 —	55.9	32.2 —
Hiver (VII-IX). . .	919.9	34.5 —	58.1	33.4 —
Période de végétation (IX-III) . .	861.8	32.3 —	71.9	43.0 —
Période de repos (IV-VIII). . . .	1804.0	67 7 —	98.9	57.0 —

IV. Humidité relative de l'air pendant les années 1906-1909 calculée d'après F. Ristempart

	Printemps (IX-XII)	Eté (I-III)	Automne (IV-VI)	Hiver (VII-IX)	Année
Concepcion . . .	68.6	66.1	76.9	78.6	73.7
Valdivia	76.2	75.1	88.9	87.3	82 5

V. Régime de la température à Valdivia, pour les années 1906-1909 calculé d'après F. Ristempart (en degrés centigrades)

	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Sept.	Octobre	Novem.	Décem.	Année
Moyennes . .	16.7	16.2	14.7	11.7	9.7	7.3	7.2	8.05	9.2	11.2	13.3	15.6	11.6
Maxima . . .	de 31 à 32.5			de 19.3 à 24.5			de 17 à 21.8			de 25.6 à 29.3			32.5
Minima . . .	de 4.1 à 7.4			de −1 à 1.4			de −2.3 à 0.5			de 1.0 à 4.8			−2.3

VI. Régime de la température à Puerto-Montt, d'après K. Martin

	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Sept.	Octobre	Novem.	Décem.	Année	Période
Moyennes	14.5	14.3	12.7	10.6	8.8	8.8	7.5	7.2	7.4	8.7	12.1	13.8	10.6	1888-1901
Maxima .	34.1	31.8	26.2	26.0	19.9	21.0	19.9	15.8	21.9	26.2	24.7	29.8	34.1	1899-1901
Minima .	7.6	2.5	1.2	-0.3	−2.6	−1.3	−2.6	-1.9	3.9	−1.9	0.6	-1.0	−3.9	1888-1901

J'ajouterai que pour Valdivia les observations pluviométriques de la période 1900-09 accusent une moyenne de **2808.9** m/m. Pour Puerto-Montt (années 1888-99), C. Martin donne les chiffres suivants :

Quantités annuelles : moyenne 1978 m/m avec des extrêmes de 1792 et 2230 m/m.
Nombre de jours de pluie : moyenne 195 avec des extrêmes de 183 et 226 jours.

Aucun des auteurs que j'ai consultés ne donne de renseignements sur la neige ; d'après ce que m'ont rapporté les habitants de la région, par 41° lat. (autour du lac Llanquihué), et même plus loin à l'intérieur (autour du lac Todos los Santos), il ne neige que très rarement dans les vallées, la neige y restant un événement extraordinaire. Ce n'est guère qu'au-dessus de 700 mètres d'altitude qu'on a chaque année de la neige, et en abondance.

Voici enfin, d'après Ristempart, quelques renseignements sur le nombre annuel des gelées à Valdivia :

En 1909, 1 gelée en juillet.
» 1908, 0 gelée.
» 1907, 9 gelées entre avril et août.
» 1906, 6 » entre juin et septembre.

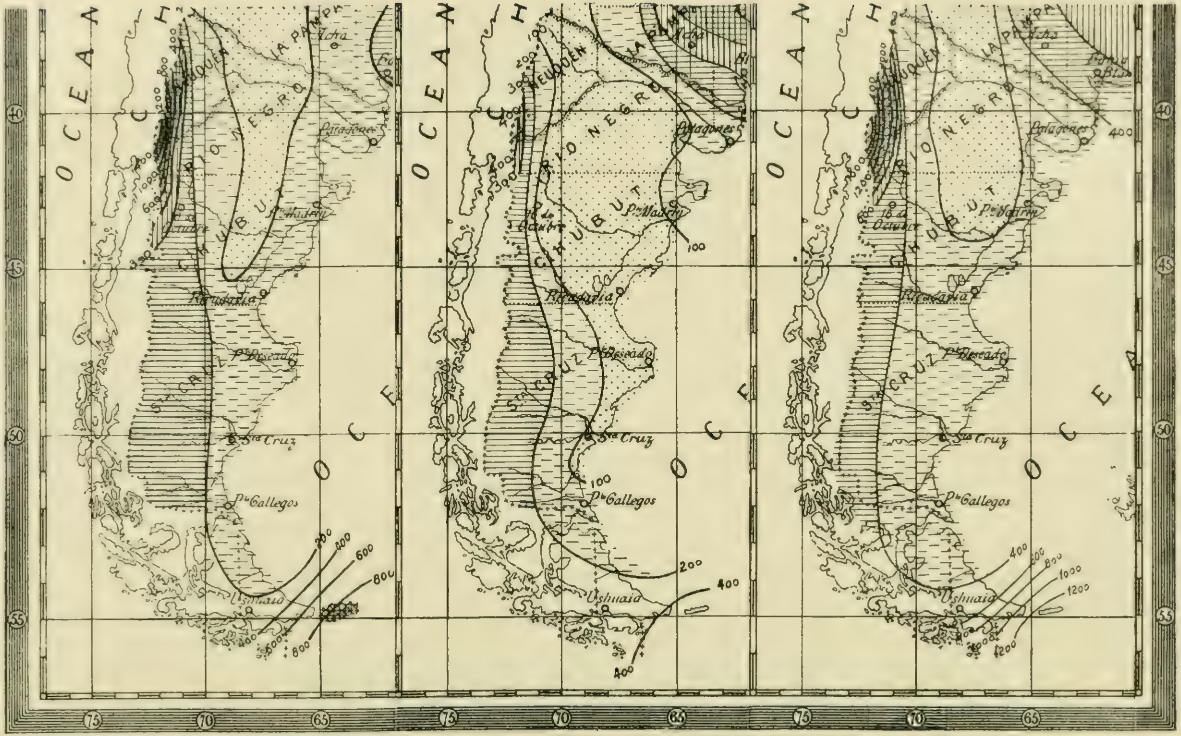
Pour ces trois dernières années les chiffres étaient respectivement, pour la ville de Concepcion, 22, 21 et 161.

Pour ce qui est de la température, le climat valdivien est donc, surtout par rapport à la latitude, extrêmement tempéré : la moyenne des quatre mois chauds (décembre-mars) n'est que de 15°4 à Valdivia (40° lat. S.), alors qu'à Carmen de Patagones, par 41°, près de la côte de l'Atlantique, cette même moyenne est de 20°3 et la moyenne annuelle 14°5; les hivers, au contraire, sont extrêmement doux. Les pluies sont par contre extraordinairement abondantes en quantité et fréquence; leur répartition est pourtant assez irrégulière : 861 m/m pour les sept mois d'activité végétative, contre 1804 pour les cinq mois de repos; mais cette inégalité n'est pas aussi accusée en ce qui concerne le nombre de jours de pluie, où nous avons respectivement les chiffres 90 et 83. Ce fait diminue sans doute la sécheresse relative des mois d'été, mais on peut se demander si on ne doit pas considérer cette irrégularité comme une autre raison du grand nombre d'espèces à feuilles lisses et coriaces qu'on rencontre dans la formation.

On ne possède malheureusement aucune observation phénologique. Quelques mots sur les cultures compléteront pourtant les données climatériques réunies ci-dessus : les fruits des pays tempérés chauds, comme le raisin et surtout la pêche, qui donnent encore de superbes produits un degré plus au Sud, sur les bords de l'Atlantique (vallée du Rio Negro inférieur en Argentine, ne mûrissent que difficilement à Valdivia, par 40 degrés, latitude de Madrid et de Naples; par contre, les Pommiers (on y fait beaucoup de cidre), les Pruniers, les Groseilliers, les Framboisiers y donnent d'excellents résultats. De même, c'est le Froment et la Pomme de terre qui sont les plantes de grande culture dans la région agricole d'Ozorno et du Llanquihué; les prairies qu'on établit après défrichement de la forêt sont presque exclusivement ensemencées avec *Dactylis glomerata* et *Holcus lanatus*, et il est d'autre part bien connu que toute une colonie de plantes centro-européennes (*Digitalis purpurea*, *Brunella vulgaris*, *Hypochoeris radicata*, *Rubus ulmifolius*, *Rosa canina*, etc.) ont pris dans la contrée, à côté des deux Graminées citées plus haut, elles aussi tout à fait naturalisées, un développement extraordinaire.

Mais tout ceci est plutôt fonction de la fraîcheur des étés; j'ai moins d'exemples propres à mettre en lumière la bénignité des hivers : en dehors de la présence dans la flore originelle de Broméliacées, Myrtacées, Bambusées en abondance, je citerai seulement *Cobaea scandens*, très sensible aux gelées, que j'ai vu dans les jardins de Corral, très développé et en pleine floraison dès le mois de janvier et qui n'y souffre pas du froid pendant l'hiver.

En résumé, la région de Valdivia, avec d'une part ses hivers doux, moins froids, et ses étés moins chauds que ceux de l'Europe centrale,

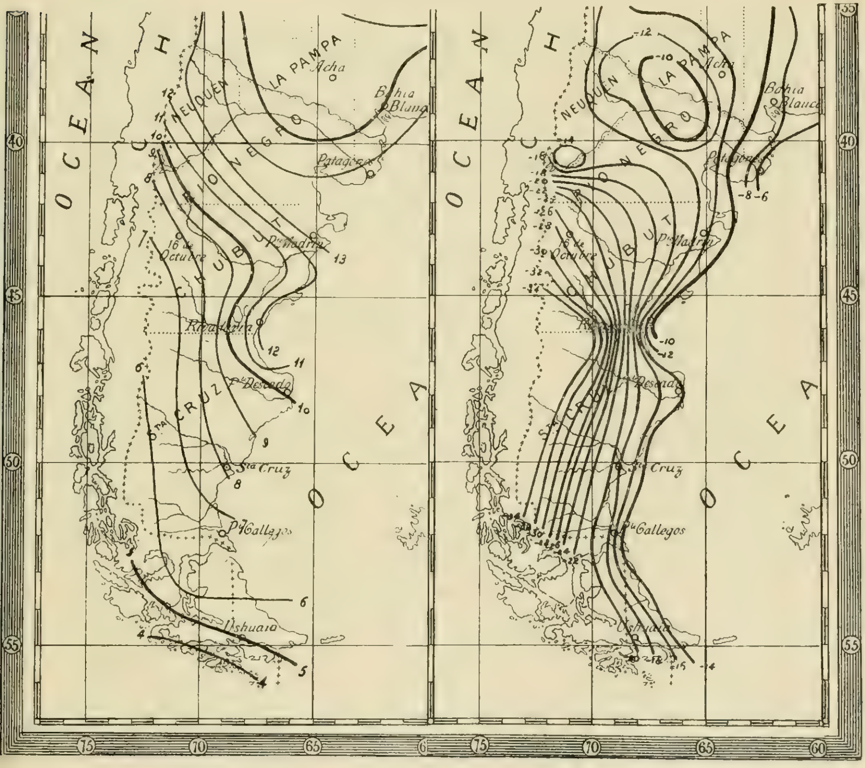

OCEAN
OCEAN
NEUQUEN
LA PAMPA
RIO NEGRO
CHUBUT
Sta CRUZ
Patagones
Pto Madryn
16 de Octubre
Rivadavia
Pto Deseado
Sta Cruz
Pto Gallegos
Ushuaia
Bahia Blanca
100
200
400
600
800
1000
1200
40
45
50
55
75
70
65

A. Hiver astronomique (3 mois). *B.* Été astronomique (3 mois). *C.* Année entière.

Fig. 1. — La pluie dans la partie méridionale de la République Argentine (d'après l'Office météorologique argentin).

et d'autre part ses pluies, presque comparables à celles des tropiques, se répartissant de façon inégale, il est vrai, sur les douze mois de l'année, possède donc un climat à la fois extrêmement tempéré et extrêmement humide, dont on ne retrouve l'analogue qu'en très peu d'endroits de la Terre, sur la côte occidentale de la Nouvelle-Zélande, par exemple, et dans le Sud du Japon.

En l'absence de cartes climatériques pour le Chili, voici deux cartes de la partie méridionale de la République Argentine, contiguës à la région valdivienne (fig. 1 et 2).


OCEAN
OCEAN
NEUQUEN
LA PAMPA
Acha
Bahia Blanca
RIO NEGRO
Patagones
CHUBUT
Pto Madryn
16 de Octubre
Rivadavia
STA CRUZ
Pto Deseado
Sta Cruz
Pto Gallegos
Ushuaia
13
12
11
10
9
8
7
6
5
4
-12
-10
-8
-6
-14
-15
-18
40
45
50
55
75
70
65
60

A. Moyenne annuelle. | *B.* Minima absolus.

Fig. 2.

Isothermes dans la partie méridionale de la République Argentine (d'après l'Office météorologique argentin).

II. — LA VÉGÉTATION

Une séparation bien nette des associations végétales est ici particulièrement difficile en raison de ce fait que la caractéristique dominante du climat — son extrême humidité — neutralise pour ainsi dire l'influence de tout autre facteur capable, en d'autres circonstances, de modifier la composition du tapis végétal. Il en résulte que la forêt, qui s'étend vers l'Océan jusqu'à portée de l'embrun des vagues, qui trempe les racines de ses arbres dans l'eau des rivières et des lacs et, qui dans la montagne, monte très haut relativement à la limite des neiges éternelles, a envahi toute la région. Les associations qu'on pourrait distinguer — flore littorale, flore des clairières, du bord des eaux, etc. — ne sont par conséquent que des dépendances tout à fait secondaires de la forêt à laquelle elle ne constitue qu'une étroite bordure : en dehors donc des deux grandes divisions, Forêt et Flore andine, c'est uniquement dans un but de clarté que je diviserai la partie descriptive en paragraphes, qui permettront éventuellement la recherche d'un fait particulier (1).

I. — La flore marine et la flore littorale.

La flore marine.

Je ne dispose malheureusement que de fort peu de renseignements sur la flore pélagique de la côte du Pacifique, mais je crois nécessaire de signaler les faits suivants :

Dans la mer, fixées sur les rochers du fond, et faisant à la falaise une ceinture qu'un nageur franchirait difficilement, deux grandes Algues dominent : le superbe *Macrocystis pyrifera*, dont la forme qu'on trouve ici n'atteint pas les dimensions gigantesques que classiquement on lui attribue (ses frondes ne dépassent guère ici 7 ou 8 mètres), est de beaucoup la plus abondante ; ses longues guirlandes brunes, maintenues par leurs flotteurs à la surface de l'eau, et que les vagues agitent constamment, sont du plus gracieux effet ; un peu plus loin de la rive flottent les lanières serpentiformes de 8 et 10 mètres de long d'*Urvillea utilis*, qui préfère sans doute des eaux un peu plus profondes et croît d'habitude par exemplaires isolés (1). Sur les pierres du bord apparaissent, à marée basse (les marées ont ici très peu d'amplitude), un gazon dense et glissant où dominent une Chlorophycée de petite taille, *Ulva latissima*, et d'abondantes et délicates Rhodophycées. Entre les blocs de micaschiste, dans les flaques d'eau saumâtre, végètent des *Enteromorpha ;* enfin, au fond des petites baies, où existent des plages sablonneuses, les longs filaments visqueux de *Castagnea sp.* s'élèvent verticalement dans l'eau.

---

(1) Pour faciliter la lecture je n'accompagnerai pas dans le texte les noms latins des espèces citées du nom de leurs auteurs : on les trouvera dans l'Index alphabétique annexé à ce mémoire.

La flore de la grève et de la falaise.

Au-dessus du niveau de la marée haute, la végétation est tout de suite abondante et variée, mais les espèces spéciales de la côte sont extrêmement peu nombreuses.

Entre les pierres, ainsi qu'aux endroits sablonneux où elle forme souvent des coussins, abonde une des rares Goodeniacées américaines, *Selliera radicans*, nettement halophile, et dont les feuilles un peu charnues montrent fréquemment les sores disposés en cercle d'un *Uredo;* aux endroits les plus exposés aux vagues, couverts fréquemment de débris d'Algues, se trouvent deux petites plantes à fleurs blanches, *Spergularia media* et *Samolus repens*, tandis que *Hypochoeris thrincioides* égaie souvent de ses capitules dorés les blocs amoncelés au pied de la falaise; on trouve, au contraire, aux endroits plus abrités les hauts gazons de *Triglochin maritima* et même parfois la gracieuse association de *Habenaria paucifolia* (Orchid.), *Lobelia anceps*, *Asplenium obtusatum* et *A. magellanicum*, tous quatre de petite taille. Parmi les pierres, enfin, croissent quelques plantes xérophytes : *Muehlenbeckia chilensis* en touffes sarmenteuses, *Margyricarpus setosus*, petite Rosacée à feuilles aciculaires des régions sèches de l'Amérique australe extratropicale, pendant que dans les parties marécageuses, dues aux ruisselets d'eau douce qui suintent des collines boisées toutes proches, s'étend un court gazonnement de petites plantes que nous retrouverons au bord des ruisseaux et dans les clairières humides de la forêt : *Oldenlandia uniflora*, Rubiacée naine qui constelle le gazon de milliers de petites étoiles violacées, *Cotula scariosa*, *Hydrocotyle chamaemorus*, *H. Poeppigi*, *Crantzia lineata*, *Limosella aquatica*, ces deux derniers à feuilles linéaires de 2 ou 3 centimètres de haut, *Anagallis alternifolia*, assez comparable, mais avec des fleurs roses, à notre *Lysimachia nummularia*, parfois *Jussieua repens* et *Utricularia Gayana*, abondant en février 1911, dans les petites flaques des parties les plus humides.

---

(1) Cette Algue, sous le nom de cachi-yuyo (= herbe salée), sert à la préparation d'un mets populaire : aussi, même dans l'intérieur du pays, la trouve-t-on sous forme de gros rouleaux desséchés chez les marchands de comestibles.

A même la paroi verticale de la falaise croissent en abondance les énormes touffes de *Fascicularia bicolor* (voir Reiche, loc. cit., fig. 42), Broméliacée ici saxicole que nous retrouverons épiphyte dans la forêt; puis deux grands arbustes. *Griselinia iodinifolia*, Cornacée à feuilles de Houx très caractéristique de la région côtière, et, préférant les endroits les plus inhospitaliers, *Sophora tetraptera*, à feuillage rare et grisâtre, se couvrant en été de gousses très irrégulièrement moniliformes (1). L'arbre de la forêt qui s'approche le plus de la mer est *Aextoxicum punctatum* : par pieds isolés, et plus ou moins rabougris, souvent même taillés curieusement en escalier par les vents dominants, il domine souvent la falaise. Sur les pentes sèches qui continuent souvent celle-ci, abonde la petite Myrtacée, *Ugni Molinae*, à feuilles étroites et coriaces, ici de la taille d'un *Vaccinium*, alors que des *Hymenophyllum* et des Mousses, flétris et enroulés dès qu'il cesse de pleuvoir, couvrent la terre et même la roche, et que, exceptionnellement terrestre, comme l'avait déjà remarqué Reiche, la Gesnéracée épiphyte, *Mitraria coccinea* rampe sur le sol chargée de débris organiques. On peut citer encore comme affectionnant le voisinage immédiat de la mer, *Abutilon vitifolium*, *Vestia lycioides*, Solanacée monotype spéciale à la région, *Cassia stipulacea* et, dans les parties sablonneuses, *Phytolacca australis*.

Au haut de la falaise, des défrichements ont fait presque toujours reculer un peu la forêt et il s'est produit de la sorte une étroite zone intermédiaire où serpentent des sentiers reliant les hameaux disséminés sur la côte, zone à laquelle l'abondance des arbustes donne un aspect particulier : ce sont surtout des Myrtacées, des *Laurelia* qui croissent ici souvent en boule et ressemblent à des orangers, *Ovidia pillo-pillo*, Thyméléacée au feuillage blanchâtre et mou, qui aux environs de Corral ne quitte pas la côte et que je n'ai retrouvé que loin dans l'intérieur, sur les hauteurs entre la ville d'Ozorno et le lac

---

(1) On le retrouve à l'intérieur, mais je l'ai toujours vu en des endroits rocailleux, sur la grève par exemple du lac Llanquihué. Dès la fin de l'hiver, d'après Reiche, *Sophora tetraptera* se couvre d'innombrables fleurs à grandes corolles jaunes. Leurs gousses doivent leur forme étrange à leur fécondation en général très incomplète, de sorte que le péricarpe ne se développant que strictement en face des ovules fécondés, les graines assez grosses et peu nombreuses (de deux à quatre le plus souvent) ne sont reliées entre elles que par un mince cordon desséché. La figure qu'en donne Neger (Englers Jahrb., t. 23, 1896, tab. 6), n'est pas caractéristique à ce point de vue (1). J'ajouterai en passant que le fruit d'***Elytropus*** figuré dans la même planche me paraît exceptionnel. Je n'ai jamais observé cet enroulement si remarquablement régulier.

(1) *Sophora tetraptera* y est désigné sous le nom synonymique d'*Edwarsia macnabiana*.

Llanquihué, la belle Verbénacée épineuse au feuillage de Buis, *Rhaphithamnus cyanocarpus*, couverte en été de fruits semblables à de grosses myrtilles, puis, beaucoup plus rare, la Santalacée *Myoschilos oblongum*, et enfin une série d'éléments affectionnant la lumière et que nous retrouvons toujours aux endroits éclairés (défrichements, lisières, bords des routes), comme *Fuchsia macrostemma*, *Escallonia rubra*, *Aristotelia maqui*, Éléocarpacée à feuillage de Bouleau. C'est ici qu'abonde surtout le superbe et vénéneux *Lobelia Tupa* dont les thyrses d'un mètre et plus, émergeant des larges feuilles de la base (on l'appelle ici « tabac du diable »), se terminent en une longue grappe d'étranges fleurs d'un pourpre intense ; de même l'espèce voisine, à fleurs roses, *L. Bridgesii*, qui d'après Reiche ne se rencontrerait qu'autour de Corral ; sur les talus se dresse souvent l'élégante Saxifragacée, *Francoa sonchifolia*, dont les hautes grappes roses sortent d'une rosette de feuilles de Navet, à côté souvent de la jolie Fougère à plusieurs étages de pinnes verticillées, *Gleichenia pedalis*, d'aspect nettement xérophile ; les grandes étoiles roses d'une Composée grimpante, *Mutisia retusa*, que nous retrouverons en abondance aux confins du désert patagonique, ornent parfois les buissons qui bordent les plages ; enfin, par endroits s'étendent des herbages d'un gazon court et dru où j'ai remarqué *Aira caryophyllea* en abondance, *Hypochoeris radicata*, et que dominent parfois les hautes touffes d'une Graminée d'un caractère entièrement étranger à la région, *Hierochloa utriculata*.

Au delà, à dix mètres parfois des flots, à cinquante, à deux cents au maximum, c'est la forêt, la Forêt valdivienne qu'on peut étudier en gravissant la première chaîne de collines entourant la baie de Corral ou en remontant un peu les rivières qui s'y jettent.

II. — La Forêt.

Malgré sa très grande uniformité, de légères variations existent cependant dans la composition de la forêt : certains éléments importants jusqu'à une certaine latitude disparaissent ensuite complètement, un appauvrissement se produit à mesure qu'on approche des limites du Nord, de l'Ouest et du Sud, ou qu'on s'élève dans la montagne, mais la zone comprise entre les latitudes de Valdivia — 40° lat. S. — et celle de Puerto Montt — 41° — qui est celle que j'ai étudiée, constitue très exactement le cœur de la région phytogéographique que j'essaierai de déterminer par la suite.

Lorsqu'en suivant, par exemple, non sans difficultés souvent, le lit d'un des innombrables ruisseaux torrentueux qui descendent de la montagne vers la mer, on pénètre au cœur de la forêt, deux caractères frappent tout de suite : l'exubérance de la végétation due à la richesse en individus, et l'extrême variété des formes en un même point, due, celle-ci, à la richesse en espèces : sous le dôme des grands arbres, dont on voit s'élancer les troncs puissants (fréquemment 1 mètre de diamètre) jusqu'à une trentaine de mètres de hauteur, s'élèvent d'épais fourrés d'arbres de dimensions moyennes, souvent garnis de branches jusque très bas, et entre lesquels végètent d'innombrables arbustes, arbres et arbustes pourvus souvent de fleurs voyantes; le sol est toujours couvert d'une épaisse végétation herbacée, Fougères, Mousses, plantes rampantes; des épiphytes ornent les troncs; des lianes s'élèvent le long des arbres ou rampent à terre, rendant la marche difficile : ce n'est donc pas la forêt tempérée que la latitude et surtout la température de la région pouvaient laisser supposer, mais plutôt que tropicale, comme disaient Darwin et Grisebach, c'est une forêt sub-tropicale et qui présente assez d'analogie dans l'aspect général avec celles qu'on peut voir de l'autre côté de la Cordillère des Andes, dans la province argentine de Tucuman, par 13° de latitude plus au Nord.

Pour plus de clarté, j'examinerai successivement les six formes de végétation énumérées ci-dessus.

Les grands arbres.

L'élément que l'on doit, me semble-t-il, considérer comme caractéristique de la Forêt valdivienne est *Eucryphia cordifolia*, arbre majestueux et vraiment superbe lorsqu'il se couvre de ses innombrables fleurs blanches, extrêmement délicates et assez semblables, en plus grand, aux fleurs de Thé. Partout où la forêt se présente dans toute sa complexité on le trouve toujours, et en telle abondance qu'on voit le versant des collines boisées blanchir lorsqu'il fleurit; il est, au contraire, le premier à disparaître lorsque, les conditions climatériques se modifiant d'une façon sensible, la forêt s'appauvrit, et nous verrons que, si on excepte les zones frontières où on ne le trouve plus, son aire géographique coïncide assez exactement avec celle de la formation qui nous occupe. Ces faits sont d'autant plus importants que *E. cordifolia*, avec *E. glandulosa,* élément valdivien aussi, mais rare et qu'on ne trouve que dans les districts septentrionaux de la Forêt, forme toute la famille des Eucryphiacées (1).

---

(1) Il faut mentionner une troisième espèce, *Eucryphia patagonica* Speg. ; elle n'est connue que par la description originale de son auteur, qui l'a dit rarissime sur le bord oriental du lac Nanuel-Huapi ; elle appartient donc elle aussi à la forêt valdivienne.

Tout de suite après, comme importance, vient *Nothofagus Dombeyi*, le « coyghue » : assez rare à la côte, mais dès qu'on s'en écarte, aussi abondant que l'espèce précédente, c'est un des plus grands arbres de la Forêt, au tronc puissant et droit, aux feuilles petites et persistantes et dont la couronne, toujours fort peu épaisse, ne projette que peu d'ombre.

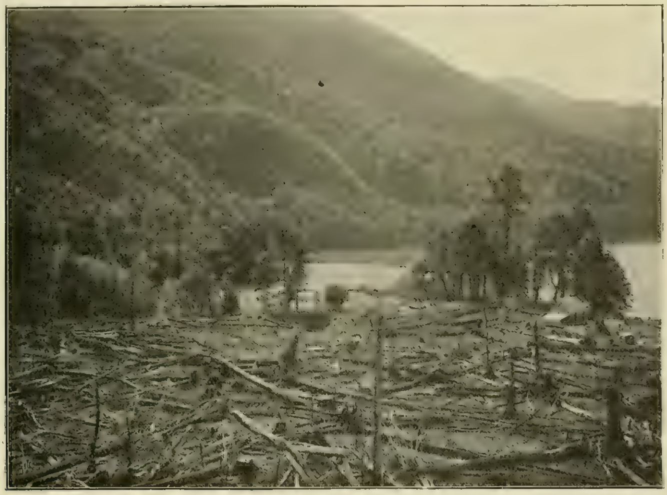


Fig. 3. — Rives du lac Todos los Santos
(le grand arbre dans le groupe du centre est *Nothofagus Dombeyi*).
Phot. Dr. F. Reichert.

Il n'est pas inutile d'insister un peu, je crois, sur le fait que le genre *Nothofagus*, systématiquement très voisin du genre *Fagus*, c'est certain, ne doit à d'autres points de vue nullement lui être comparé. Rien dans les coighué, roble, nire, noms vulgaires des divers *Nothofagus* sud-américains, ne rappellent le Hètre *(F. sylvatica)* ni les autres espèces si semblables entre elles du genre *Fagus*, et la meilleure preuve en pourrait être que le nom espagnol du Hêtre « haya », *(F. sylvatica* s'étend assez loin dans le Nord de l'Espagne) n'a jamais été donné à aucun d'eux par les populations espagnoles, pas même à *N. obliqua,* qui lui ressemble un peu par les dimensions de ses feuilles et leur caducité : on le nomme roble (Chêne) en raison sans doute de la valeur de son bois. *N. Dombeyi,* que Reiche range du reste dans la forme Myrte, a plutôt des feuilles comparables pour la forme à celles du Bouleau *(Betulus)* et c'est pour un Bouleau du reste que

Forster prit tout d'abord l'espèce sœur du Sud, *N. betuloides*, à feuilles plus coriaces et plus luisantes. Ce sont donc les botanistes qui ont amené la confusion en faisant entrer tous ces arbres dans le genre *Fagus* et en continuant à les appeler Hêtre ou « Buche », termes qu'en géographie botanique il conviendrait d'éviter puisqu'ils évoquent forcément une image inexacte.

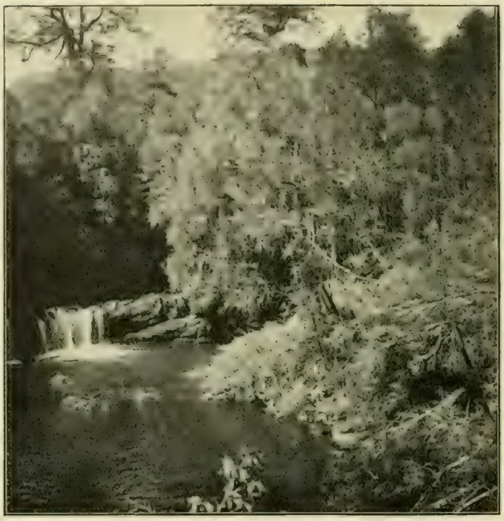


Fig. 4. — Végétation aux environs du lac Todos los Santos
Phot. F. Reichert.

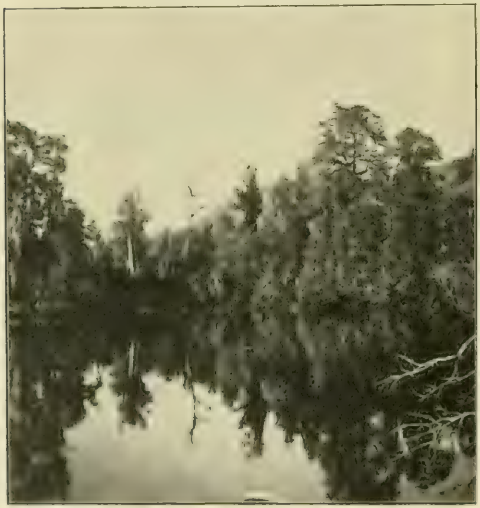


Fig. 5. — Bords d'un étang près du lac Todos los Santos
les arbres les plus hauts sont des *Nothofagus Dombeyi*)
Phot. Reichert.

Il faut citer ensuite *Aextoxicum punctatum* déjà nommé : cette curieuse Euphorbiacée, monotype spécial à la Forêt valdivienne, a toutes ses parties herbacées recouvertes de poils écailleux dorés (1) ; on la trouve avec fréquence, mais par pieds isolés, jusqu'au pied de la Cordillère centrale qu'elle ne franchit pas ; dans la zone littorale de la forêt elle forme au contraire, par endroits, de superbes futaies presque pures, très sombres et qui font contraste avec le reste de la forêt par la presque absence du sous-bois. Viennent ensuite deux Monimiacées aromatiques au feuillage dense, coriace et d'un vert sombre, *Laurelia serrata* et *L. aromatica* (1); *Flotowia diacanthoides*, la plus grande des Composées connues, arbre puissant au feuillage dense et sombre et qui présente la curieuse adaptation défensive d'être pourvu, lorsqu'il est jeune et dans ses rejets latéraux ou de souches, de longues épines stipulaires, acérées comme des aiguilles, épines dont les branches supérieures des individus adultes, qui n'en ont évidemment plus besoin, sont entièrement dépourvues (2); *Weinmannia trichosperma*, Cunoniacée à feuilles pennées et à rachis ailés comme on les trouve dans de nombreuses Mimosoidées et Sapindacées tropicales. Un peu moins élevées en général sont les espèces suivantes : la belle Lauracée à grandes feuilles vernissées qui se fait de plus en plus rare à cause de l'exploitation qu'on en fait depuis de longues années, pour l'utilisation de son écorce, riche en tannin, dans les nombreuses tanneries de Valdivia; *Myrtus luma*, rare en très grands exemplaires; et deux Conifères enfin, à large couronne très ramifiée

---

(1) Contrairement à ce que dit Grisebach (Veg. du Globe, II, 727), *Aextoxicum* n'est nullement comparable à l'Olivier : la confusion vient peut-être d'un de ses noms vulgaire « olivillo », dû à ce que ses fruits ressemblent en effet à de petites olives.

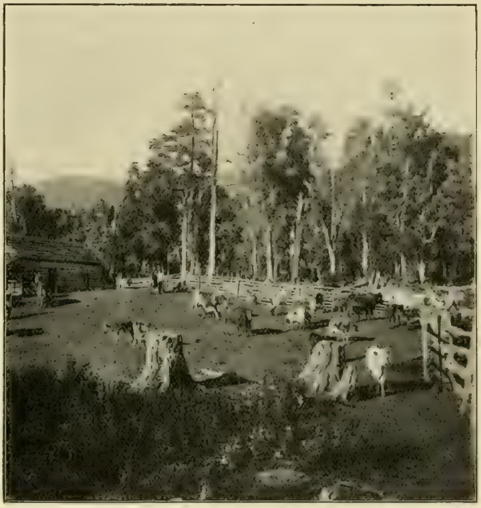


Fig. 6. — Groupe d'*Eucryphia cordifolia*.
Phot. Reichert.

---

(1) Les habitants de la région ne seraient jamais tombés dans l'erreur, corrigée du reste dans un récent supplément, de l'auteur de la monographie des Monimiacées du Pflanzenreich, qui avait réuni ces deux espèces en une : en dehors des caractères des feuilles et surtout de ceux de l'inflorescence, il y a ceux du bois, bien connus dans le Sud du Chili : celui de *L. aromatica*, le « laurel fino » très apprécié, est très agréablement aromatique ; celui de *L. serrata*, le Huaüan (l'u se prononce *ou*), de valeur industrielle très inférieure, dégage au contraire, quand il est frais, une forte odeur fécale.

(2) Pour ce qui est de la distribution des deux formes, ce dimorphisme foliaire est tout à fait comparable à celui d'*Eucalyptus globulus*.

et à feuilles d'If, assez semblables entre elles et portant du reste le même nom vulgaire (maniou) : *Saxegothea conspicua*, monotype spécial à la région, et *Podocarpus nubigena,* qu'on ne trouve, il est vrai, sous cette latitude, qu'à partir d'une certaine hauteur dans la montagne.

Je n'ai pu rencontrer un seul exemplaire de deux espèces fréquentes dans la partie septentrionale de la Forêt valdivienne : *Peumus Boldus* (Monim.) qui, d'après Reiche, n'atteindrait pourtant sa limite australe qu'au Sud de Puerto Montt (?) et *Gomortega nitida* qui constitue à lui seul toute une famille, et dont l'aire, d'après le même auteur, s'étendrait vers le Sud un peu au delà de Valdivia.

On trouvera mentionnés à la fin de cette description quelques arbres importants, mais qui dominent de telle sorte là où ils existent, qu'ils constituent des groupements exceptionnels dans le « Mischwald » valdivien.

Arbres de seconde grandeur.

Parmi les arbres de taille toujours médiocre, le plus abondant est peut-être *Drymis Winteri,* que ses grandes feuilles d'un vert clair, glauques à leur face inférieure, et sa ramification régulièrement verticillée, font reconnaitre aussitôt pour la Magnoliacée antarctique; ses fleurs blanches en corymbes sont petites (2 cm.) et apparaissent tôt au printemps, tandis que la variété naine que nous retrouvons dans la montagne est de floraison hivernale; toute la plante, qui fournissait la « cortex Winteri », tonique jadis renommé, est très aromatique, et, spécialement par les journées chaudes, une odeur semblable à celle des feuilles du Laurier, annonce de loin la présence du « canelo », nom vulgaire du *Drymis.* Il faut citer ensuite les trois plus belles des Proteacées chiliennes : *Lomatia ferruginea* à feuilles rousses en dessous et découpées comme celles d'une Fougère, découpures compliquées d'un type particulier à la famille; *L. obliqua* au contraire les a entières, luisantes et assez semblables à des folioles de Noyer; assez rare à la côte, aujourd'hui tout au moins (son bois très recherché pour l'ébénisterie l'a fait beaucoup détruire), il est plus fréquent à l'intérieur et s'avance vers l'Est, au delà des limites de la formation; enfin *Guevina avellana,* autre monotype valdivien, à grandes feuilles bipennées, couvert presque toute l'année de longs épis de fleurs blanches en même temps que de fruits, rouges lorsqu'ils sont mûrs et qu'on appelle « avellanas », c'est-à-dire noisettes, dont ils ont la dimension et le goût. Nous avons ensuite une autre Cunoniacée, à feuilles remarquablement semblables à celles du Châtaignier, *Caldcluvia paniculata*, monotype valdivien; *Podocarpus chilina* qu'on ne rencontre guère ici que dans la zone littorale, remarquable par ses feuilles assez semblables et à peine plus épaisses que celles de *Salix babylonica* et qu'au premier abord on ne reconnaît pas pour une Conifère ; enfin quelques Myrtacées, extrêmement semblables les unes aux autres dans la plupart des cas, et dont les plus fréquentes sont *Myrtus Meli*, *Blepharocalyx divaricatus* et surtout *Myrceugenia apiculata*, facilement reconnaissable à ses troncs lisses, tordus et de couleur cannelle.

C'est ici qu'il faut mentionner aussi *Pseudopanax laetevirens*, Araliacée qui présente une particularité curieuse que je ne trouve nulle part signalée : arbre ou arbuste le plus souvent, elle est parfois aussi plante grimpante et même pseudo-épiphyte ; il n'est pas rare, en effet, de voir surgir des troncs d'arbres, à une grande hauteur, des bouquets de branches de *Pseudopanax*, facilement reconnaissable à ses feuilles palmées, et ses tiges alors peuvent descendre de deux façons jusqu'au sol, soit extérieurement, et elles forment alors fixées à l'écorce du support un épais réseau comparable à celui des très vieux plants de Lierre *(Hedera helix)*, ainsi que je l'ai observé sur un *Weinmannia*, soit, ce qui est plus étrange, par l'intérieur de l'arbre, creux alors, sur lequel il est fixé (1).

Les arbustes.

Parmi les arbustes du sous-bois, outre les individus jeunes des arbres précédemment cités, dominent surtout dans les parties claires, et spécialement là où l'on déboise, une douzaine peut-être (2) de Myrtacées des genres *Eugenia*, *Myrtus*, *Myrceugenia*, dont les unes ou les autres, suivant les saisons, se couvrent de fleurs blanches ; puis *Fuchsia macrostemma* qui affectionne les lisières, les bords des torrents, et qui atteint parfois la taille d'un arbre, avec des troncs gros comme la cuisse ; *Aristotelia maqui*, Éléocarpacée très fréquente, comparable à de jeunes Bouleaux et qui, comme le *Fuchsia*, dépasse les limites de de la formation au Nord et au Sud ; *Raphithamnus cyanocarpus* déjà décrit, la très commune Flaccourtiacée *Azara lanceolata*, couverte au printemps de fleurs jaunes et dont les branches formant palme présente en raison de la petite feuille ronde qui accompagne chaque feuille lancéolée, une élégante mosaïque foliaire ; *Embothryum coccineum*, Protéacée parfois arborescente, assez rare à la côte, mais que nous retrouverons dans la montagne et surtout sur la lisière orientale de la forêt; *Buddleya globosa* avec ses inflorescences globuleuses jaune orange et ses fruits composés, telles de grosses mûres; parfois des *Berberis*, une Éricacée à curieux calice accrescent et charnu, *Gaultheria myrtilloides*, et enfin, assez rare, mais remarquable à cause de ses belles fleurs de cire rouge, suspendues comme de petites lanternes, *Crinodendron Hookerianum*, Éléocarpacée qui m'a paru rechercher le bord des ruisseaux, au fond des étroites ravines de la forêt.

---

(1) M. Paquet, sylviculteur français, que j'ai rencontré à Corral, où il dirigeait une importante exploitation, m'a affirmé qu'il n'était pas rare de trouver les vieux troncs de *Saxegothea* « fourrés » de la sorte du bois blanc du Sauco del Diablo (Sureau du Diable, nom vulgaire du *Pseudopanax*.)

(2) Reiche (Flora del Chile, vol. II) cite seize espèces arbustives pour la région. Or, la plupart sont extrêmement semblables entre elles et la détermination des genres exige l'examen de l'embryon. Comme mes exemplaires récoltés en été sont presque tous dépourvus de fruits, je ne pourrai donner d'indication sur leur distribution dans le paysage que pour très peu d'espèces.

Mais il faut dans ce paragraphe réserver une place spéciale à l'un des éléments les plus caractéristiques et des plus abondants, les Bambous valdiviens. Parmi ces Bambous, qui tous appartiennent au genre *Chusquea*, dont les derniers représentants tropicaux dépassent à peine en Argentine le 27e parallèle, il faut distinguer deux types : le type « quila », qui est ramifié, à tiges minces, souvent grimpant, s'élevant très haut dans les arbres, et, lorsqu'il manque d'appui, retombant en guirlandes dont l'accumulation produit souvent de véritables cascades de verdure : nous avons ici *Ch. quila* et *Ch. valdivienis ;* — le type « colihue » présente, au contraire, la forme classique du bambou, avec des tiges non ramifiées réunies en grandes touffes s'élançant tout droit comme les fusées d'un bouquet de feu d'artifice : il y a ici aussi au moins deux espèces, *Ch. couleu* et *Ch. Cunningii* (1). Toutes ces espèces sont, en général, sociales et forment, particulièrement dans le fond des ravines et au long des torrents, d'impénétrables fourrés où seul le grand couteau des gens du pays peut s'ouvrir un passage, fourrés qu'on distingue très bien du fond ou du versant opposé des vallées, sous forme de grandes coulées vert pâle qui descendent les pentes. Les plus exigeants en chaleur et en pluie sont les quilas qui vers l'Est et le Sud, de même que sur les montagnes, ont depuis longtemps disparu alors que les colihues abondent encore.

Comme sous-arbustes, intermédiaires entre la flore herbacée et la flore ligneuse, on peut citer *Baccharis elaeoides*, *Senecio cymosus* qui, sur une tige grêle qui atteint deux mètres, porte une rosette de grandes feuilles à face inférieure argentée, *Ugni Molinae*, petite Myrtacée à fruits très savoureux, et enfin, particulièrement aux endroits secs et à partir d'une certaine hauteur dans la montagne, des formes *Vaccinium :*

---

(1) La systématique du genre est difficile (il manque une monographie) et l'on dispose du reste rarement d'exemplaires fleuris, car ces plantes sont monocarpiques et leur floraison, déterminée sans doute par des circonstances extérieures, semble être générale, dans une même année, pour toute une région. Les conséquences de ce fait peuvent être fâcheuses, comme me le disaient des cultivateurs du pays, car ces bambous (les « quilas » surtout) qui meurent donc après avoir fleuri, fournissent au bétail sud-chilien, qu'on abandonne à lui-même dans la forêt pendant la mauvaise saison, son presque exclusif fourrage d'hiver.

on peut citer ici *Pernettya mucronata*, mais surtout le superbe *Philesia buxifolia*, Liliacée Luzuriagoïdée, à feuilles d'Olivier et nullement de Buis, couverte en été de fleurs semblables à de petits lis, mais rouges et charnues comme des camélias ; à la côte je ne l'ai trouvée qu'au sommet des hautes collines, alors que sur les rives du lac Todos los Santos je l'ai vu couvrir de grandes étendues de sous-bois, associée d'une façon charmante à un *Lycopodium* aussi haut que lui *(L. paniculatum)*; à la Terre de Feu on le trouve, au contraire, au niveau de la mer. Il en est de même pour un autre joyau de la flore antarctique, *Desfontainea ilicifolia*, Loganiacée sous-arbustive dont les grandes fleurs tubuleuses, charnues aussi, rouges et jaunes, font un délicieux contraste avec le vert intense et luisant des feuilles. Enfin, *Coriaria ruscifolia* qui, en raison de ses longues tiges flexibles, fait une sorte de transition vers les plantes grimpantes, est plus commun aussi dans l'intérieur qu'à la côte.

Bien que nous ne les ayons pas encore toutes rencontrées, je ferai remarquer en passant le grand nombre d'espèces valdiviennes à fleurs d'un rouge vif (complémentaire du vert!) et dont plusieurs ont des corolles charnues. Nous avons : *Philesia*, *Crinodendron*, *Embothryum*, *Lapageria rosea*, les trois Gesnéracées et la Loranthacée *Phrygilanthus tetrandrus* dont nous nous occuperons plus loin, auxquels on peut ajouter *Lobelia Tupa*, *Fuchsia* et *Desfontainea*. Pour ce qui est des rapports de quelques-unes de ces espèces avec les Colibris, dont une espèce est commune dans la région, je renverrai le lecteur à mes « Notes d'Éthologie florale » parues dans ce même Recueil.

Je signalerai enfin l'absence dans la Forêt valdivienne de toute Légumineuse arborescente ou arbustive, si l'on excepte *Sophora tetraptera* signalé plus haut pour la falaise et qu'on ne rencontre jamais dans la forêt ; ce fait est d'autant plus curieux que cette famille joue au contraire un rôle important dans les forêts sub-tropicales sud-américaines (Tucuman), de même que dans le « Monte » argentin et l' « Espinal » chilien.

Les plantes grimpantes.

Les lianes valdiviennes, sans être comparables ni par l'abondance, ni par la diversité, à ce que présente la forêt tropicale, contribuent cependant beaucoup à donner à la Forêt valdivienne son aspect exubérant.

La plus puissante est une Saxifragacée, *Hydrangea scandens*, à feuilles lisses, entières, coriaces et d'un vert sombre, et dont les fleurs en grandes panicules jaunâtres n'ont d'autre éclat que celui de leurs longues étamines; ses tiges, qui atteignent dix centimètres et plus de diamètre, s'appliquent étroitement au tronc des arbres, les enveloppant jusqu'au faite d'une épaisse gaine de feuillage, se comportant donc, mais avec plus de puissance, comme le Lierre *(Hedera)*; une Gesnéracée à fleurs pourpres, *Sarmienta repens*, plus commune encore, passe d'un arbre à l'autre et rampe souvent sur le sol et c'est elle qui entrave le plus la marche dans la forêt; de même rampent souvent sur le sol, *Pseudopanax valdiviensis*, Araliacée à grandes feuilles élégamment palmées et qui affectionne les endroits sombres et humides, l'Apocynacée *Elytropus chilensis*, et la Bignoniacée *Campsidium chilense* à feuilles de Jasmin, ces deux dernières monotypes endémiques à floraison printanière. On peut citer encore, quoique beaucoup moins fréquentes, les deux Lardizabalacées *Boquila trifoliata* (monotype valdivien) et *Lardizabala biternata* qui, avec *L. triternata* du Pérou, sont les seuls représentants américains de la famille, l'Asclepiadacée *Cynanchium lancifolium*, la Phytolaccacée *Ercilla spicata*, assez rare à la côte, mais qui domine, au contraire, dans les bois de *Nothofagus obliqua* dont elle orne les énormes troncs de son feuillage sombre et charnu qu'égaient en été d'innombrables baies rouges; *Cissus striata*, l'unique Vitacée chilienne, ne pénètre guère dans la forêt. Il faut signaler enfin, pour leur signification floristique, d'assez nombreux représentants du genre tropical *Dioscorea*, à tiges grêles et herbacées, qui ne paraissent pas s'avancer beaucoup au Sud de Valdivia et dont le seul assez fréquent est *D. brachybotrya*. Mais la plus belle de ces lianes est assurément *Lapageria rosea*, Luzuriagoïdée à feuilles coriaces, qui dès la fin de janvier suspend aux arbres des lisières et des parties éclairées ses grandes clochettes trigones (de 7 à 8 cm. de long), charnues et pourpres en règle générale; très abondante autour de Valdivia, je ne l'ai plus trouvée autour du lac Todos los Santos ni sur la rive méridionale du lac Llanquihué, et ce ne doit être que dans la zone strictement littorale qu'elle atteint et dépasse la latitude de Puerto Montt. Deux *Luzuriaga* enfin (des quatre genres de cette tribu, trois sont exclusivement valdiviens), *L. erecta* et *L. radicans*, ont un habitus très particulier, se rapprochant des épiphytes : de leurs tiges grêles et ligneuses appliquées étroitement au tronc des arbres, partent de courts rameaux portant des feuilles lancéolées et des fleurs blanches remplacées en été par des baies rouges qui égaient la monotonie du sous-bois. D'un type analogue, c'est-à-dire rampant sur le support, est aussi la Gesnéracée monotype à grandes fleurs rouges profondément bilabiées, *Astheranthera ovata* qu'on trouve en abondance à partir d'une certaine hauteur dans la montagne, à la partie inférieure des troncs et même sur des rochers couverts de Mousses.

Les épiphytes.

Ils constituent un autre caractère et une autre beauté de la Forêt valdivienne : aux endroits denses et clos, vierges encore, les épiphytes abondent souvent d'une façon extraordinaire, étant donnée surtout la latitude, mais ce sont presque exclusivement des Cryptogames : Fougères, et plus encore Bryophytes et lichens.

Parmi les Mousses je citerai *Pilotrichella sp.*, dont les longs filaments ramifiés pendent aux branches exactement comme ceux des Mousses épiphytes des forêts tropicales, puis l'admirable *Cyathophorum splendidissimum*, assez semblable à un Jungermanniacée géante et formant de grosses touffes d'un vert clair et soyeux. Des lichens foliacés, surtout dans la Cordillère, appliquent sur de minces rameaux d'énormes plaques ondulées et laciniées, brunes, vert pâle ou gris d'argent (*Sticta div. sp.*) ou des disques semblables à des Polyporacées (le basidiolichen *Cora gyrolopha*). Puis ce sont surtout, moitié mousse, moitié fougère, les *Hymenophyllum*, dont une dizaine d'espèces ornent de leurs frondes délicates les troncs et les branches maîtresses des plus gros arbres : je citerai parmi les plus abondantes *H. caudiculatum*, qui atteint trente centimètres de haut, *H. dentatum*, enroulé, peut-on dire, dès qu'il ne pleut plus, *H. pectinatum*, *H. dichotomum*, tous deux moins fréquents, et enfin, beaucoup plus rare, *H. cruentum*, à feuilles ovales entières ; on a signalé aussi deux *Trichomanes*. Les Polypodiacées sont, au contraire, peu nombreuses : la plus grande, *Polypodium synnammia*, est commune surtout sur les branches d'*Eucryphia* (il ressemble à *Pteris cretica* et ses frondes, ordinairement pinnatiséquées, sont parfois entières) ; *P. Billardieri* et *Asplenium magellanicum*, au contraire, ne dépassent pas cinq centimètres. Parmi les Phanérogames il n'y a que deux épiphytes : *Fascicularia bicolor* que nous avons rencontré sur les rochers de la côte et qui pousse en grosses touffes rondes, tels des nids énormes, jusque presqu'au sommet des arbres les plus hauts ; dans la zone littorale il ne dépasse pas sensiblement Puerto Montt ; j'en ai vu quelques exemplaires sur la rive méridionale du lac Llanquihué, mais à cette latitude il ne pénètre pas davantage vers la Cordillère ; l'autre espèce est *Mitraria coccinea*, Gesnéracée rampante à petites feuilles ovales, entières et charnues, de l'habitus en somme de certains *Peperomia*, et qui entoure les branches d'une gaine continue émaillée de corolles pourpres.

Je mentionnerai ici aussi les parasites.

Parmi les *Myzodendron*, le seul abondant dans la région, encore ne l'est-il que dans la Cordillère, est *M. punctulatum*, aphylle et très ramifié, formant des touffes d'un jaune clair qu'on trouve ici, presque exclusivement, sur *Nothofagus Dombeyi*, et dont les exemplaires femelles se couvrent au printemps d'un abondant duvet blanc (1); *Myzodendron oblongifolium* est infiniment plus rare (2). Comme Loranthacées, je citerai *Lepidoceras squammifer*, à toutes petites feuilles de Buis, monotype endémique peu abondant, spécial aux Myrtacées, mais que j'ai pourtant trouvé une fois sur *Laurelia; Phrygilanthus heterophyllus*, qui est à moitié plante grimpante et dont les tiges collées à celles de l'hôte y enfoncent de nombreux et peu profonds suçoirs (je ne l'ai rencontré qu'une fois sur *Aextoxicum* au bord du Llanquihué); enfin, la seule qui par son abondance dans toute la région joue parfois un rôle dans le paysage, *P. tetrandrus*, à grandes feuilles, aux superbes fleurs rouges visitées par les Colibris et qui abonde des bords du Pacifique jusque de l'autre côté des Andes. Je l'ai observé sur *Fuchsia macrostemma*, *Aristotelia maqui* qui paraissent ses hôtes préférés, *Maytenus boaria* (dans une île du lac Nahuel Huapi), *Rhaphithamnus cyanocarpus, Buddleya globosa,* sur une tige rampante enterrée dans le sol de *Coriaria ruscifolia* et enfin sur une Myrtacée indéterminable.

J'ajouterai un mot sur les Champignons : les grands Basidiomycètes sont fort peu abondants sur les troncs des arbres; je citerai un *Daedalea* à grandes fructifications jaunes en colonies nombreuses à la base des *Nothofagus Dombeyi*. De même, il y a peu de lichens et de Champignons épiphylles : à signaler *Meliola compacta*, qui fait de grandes taches noires à la face inférieure gris clair des feuilles de *Drymis*, et une fumagine qui noircit souvent complètement les feuilles très vernissées des jeunes plants de *Nothofagus Dombeyi*. Je n'ai pas observé les grandes tumeurs dues à *Cyttaria Darwini* sur les *Nothofagus*, entre Valdivia et Puerto Montt au Chili; elles sont, au contraire, extrêmement abondantes à l'extrême limite orientale de la forêt, sous le climat déjà sec des environs de Barriloche, sur le lac Nahuel Huapi, où j'ai vu certains *N. Dombeyi* en présenter plus d'une cinquantaine.

---

(1) Il faudrait citer aussi *M. patagonicum* Speg. au cas où ce serait plus qu'une simple forme de *M. punctulatum*, dont il ne diffère que par la disposition opposée des épis mâles, régulièrement alternes dans cette dernière espèce. J'ai récolté au pied de l'Ozorno, outre des exemplaires à épis opposés et à épis alternes, des formes présentant tous les degrés de transition.

(2) Je ne sais si l'on a fait observer déjà la concordance éthologique des appareils de dissémination et de fixation des fruits des *Myzodendron* et des graines des *Tillandsia* épiphytes.

Les plantes herbacées.

Bien qu'elles ne soient pas extrêmement variées, leurs associations seraient intéressantes à étudier et l'on pourrait distinguer celles du sous-bois, des clairières et lisières, du lit des ruisseaux et torrents, du bord des eaux et du bord des chemins, mais mes observations, limitées aux mois d'été, sont pour cette forme de végétation fort incomplètes.

Dans la forêt, sur le sol, dominent les Cryptogames et plusieurs sont indifféremment terrestres, épiphytes ou saxicoles, trouvant le même terreau à base de Mousses mortes, sur la terre, les troncs d'arbres et les blocs de rocher.

Parmi les nombreuses Fougères, la plus adaptée à l'obscurité est *Blechnum penna-marina*, de dimension modeste, qui souvent aux endroits les plus sombres est la seule plante croissant sur le sol (elle est dans ce cas toujours stérile); *B. tabulare*, au contraire, représente le type arborescent, absent en réalité dans la Forêt valdivienne : avec ses amples rosettes de feuilles pennées rigides et lustrées, au sommet d'un tronc gros et court atteignant rarement un mètre, on ne peut mieux la comparer qu'à des exemplaires moyens de *Cycas revoluta ;* parmi les Polypodiacées les plus belles, à feuillage très découpé, nous avons *Dryopteris punctata* et *D. subincisa, Polystichum multifidum*, — et parmi les plus petites, *Asplenium magellanicum, A. arcuatum, A. trilobum, Elaphoglossum Porteri, Blechnum blechnoides*, qui croissent entre les pierres au bord des torrents ou entre les troncs amoncelés d'arbres morts (1).

C'est aussi au plus profond de la forêt qu'on rencontre en abondance les deux plus belles Mousses de la région : *Polytrichum dendroide*, dont les tiges dressées, rigides, atteignent couramment 30 centimètres, et le charmant *Hypopterygium Thouini*, haut d'une dizaine de centimètres, qui fait penser à une minuscule Fougère arborescente et qui pare le sol et le bas des troncs d'arbres de milliers de rosettes de dentelles ; ces deux espèces, avec beaucoup d'autres, font d'épais tapis saturés d'eau comme des éponges ; c'est aussi dans les parties sombres que végète *Molina chilensis*, petite Euphorbiacée qui rappelle les *Chrysosplenium* des forêts d'Europe.

Mais c'est en bordure des torrents, au fond des ravines de la montagne qu'on trouve la végétation herbacée la plus variée : la superbe Cyperacée *Uncinia multifaria* en touffes énormes que dominent de gros épis cylindriques hérissés des petits crochets caractéristiques du genre (1), *U. trichocarpa* à épis longs et minces, *Scirpus nigricans* à feuilles capillaires, le grand *Anemone hepaticifolia* (dans la zone littorale seulement), la petite Urticacée *Pilea elegans*, quelques hauts *Senecio* herbacés, l'énorme *Gunnera chilensis* dont nous reparlerons, *Calceolaria integrifolia*, à grands panicules de petites fleurs jaunes, un haut *Solanum* à fleurs violettes et à feuilles de Pomme de terre (2), et parfois *Valdivia gayana*, Saxifragacée monotype strictement endémique et que j'ai observée, non seulement presque acaule comme elle est décrite, mais élevant ses rosettes de feuilles sur des tiges grêles de près d'un mètre de haut.

---

(1) Je dois la détermination des Fougères citées dans ce mémoire à M. le Dr. Hicken, spécialiste des Polypodiacées argentines. Je profite de l'occasion pour le remercier ici chaleureusement de l'extrême obligeance avec laquelle il a mis à ma disposition pour mes travaux la riche bibliothèque et le grand herbier de l'Institut botanique privé qu'il a fondé dans les environs de Buenos-Aires.

C'est aussi aux endroits humides et ombragés qu'on trouve les énormes touffes de *Greigia sphacelata*, Bromeliacée atteignant deux mètres, à feuilles à peine coriaces et presque inermes et dont les inflorescences axillaires et sessiles, cachées à la base de la touffe, ressemblent, séparées de la plante, à des capitules d'Artichaut.

Il faut enfin citer deux espèces à très petites feuilles qui rampent et forment des tapis sur le sol et dont la première surtout est abondante au point d'être un des éléments herbacés les plus caractéristiques de la forêt, *Nertera depressa*, Rubiacée à petites baies orangées, et *Calceolaria tenella*, à toutes petites fleurs jaunes.

Aux endroits découverts, au contraire, abonde le grand *Alsophila pruinata*, grande Fougère sociale rappelant un peu notre *Pteris aquilina*, de même que les deux *Lobelia* cités plus haut (*L. Tupa* et *L. Bridgesii*), en compagnie souvent de *Digitalis purpurea*, très abondant, et auquel ils ressemblent par l'habitus ; *Calceolaria corymbosa* à petites fleurs bleu pâle souvent viridifiées, *Francoa sonchifolia* déjà décrit, etc.

Formant le gazonnement du sol, nous avons *Viola rubella*, abondant, rampant sur le sol et à toutes petites fleurs roses ; puis, surtout aux endroits humides, de petites Joncacées à larges feuilles : *Luzula chilensis*, *Juncus planifolius*, *J. graminifolius* que dominent les touffes jonciformes de *Scirpus chilensis*, *S. nodosus*, *Juncus procera* et celles aussi de *Libertia ixioides*, Iridacée à fleurs blanches ; puis enfin quelques rares Graminées : *Agrostis exasperata*, *Polypogon interruptus*. Dans les clairières, à côté de *Hypochoeris radicata*, un rôle prépondérant est joué par *Acaena ovalifolia*, Rosacée rampante aux akènes pourvus de crochets adhérant au moindre contact et dont l'introduction est assurée de la sorte par l'intermédiaire de l'Homme et du bétail, partout où avance la colonisation. *Oxalis valdiviensis* et les *Alstroemeria* (surtout *A. aurantiaca*) recherchent les endroits éclairés et sablonneux ; aussi sont-ils tous deux très fréquents dans les champs cultivés.

---

(1) De l'utricule sort un petit crochet qui n'est que le prolongement de l'axe de l'épillet, crochet qui, en raison surtout de l'extrême fragilité de l'inflorescence, *pourrait* constituer un merveilleux organe de dissémination par les animaux ; mais, actuellement tout au moins, par quels animaux ? La Forêt antarctique et les îles océaniques, d'où est originaire ce genre de Cypéracées, étant d'une pauvreté extrême en Quadrupèdes et même en Oiseaux.

(2) D'après Reiche (Flora de Chile, vol. V) ce ne pourrait être que l'authentique *Solanum tuberosum*, auquel du reste mes exemplaires ressemblent beaucoup, mais aucun ne présente les sépales allongés qui seraient caractéristiques de la véritable Pomme de terre.

Les plantes du bord des eaux m'ont paru en général peu abondantes et peu variées. Les rivières, dans l'intérieur, ont presque toujours un courant trop rapide pour que la végétation y prospère, mais dans le cours inférieur de celles qui débouchent, par exemple, dans la baie de Corral, croît en grande abondance dans l'eau le long des rives, *Scirpus riparius* avec des tiges de 2 et 3 mètres de haut, associée souvent, chose curieuse, à *Blechnum tabulare*, ici non arborescent, qui alors dresse verticalement ses frondes entre les tiges serrées de la Cypéracée. Sur la rive on trouve souvent *Cortaderia* (*Gynerium*) *quila* surmonté de ses hauts panaches argentés, mais l'élément caractéristique est ici *Gunnera chilensis* avec ses énormes feuilles souvent plus hautes qu'un Homme, à la base desquelles, en été, se dressent les inflorescences féminines, épis charnus de 40 centimètres de long (on pourrait peut-être la rapprocher pour le port et l'habitat de *Petasites officinalis*). En bordure des lacs la flore est en général très pauvre. Dans l'eau de celui de Todos los Santos, j'ai vu *Myriophyllum elatinoides*, *Ranunculus aquatilis* nettement dimorphe, deux *Potamogeton*, et *Scirpus riparius*, tout cela fort peu abondant. Au Nahuel-Huapi, entre les galets de la grève et sur le fond, jusqu'à une profondeur de 7 à 8 mètres j'ai observé en abondance *Isoetes Savattieri*, qu'on ne connaissait jusqu'ici que des régions magellaniques. On y trouve aussi, sur la rive, trois autres petites plantes : *Azorella trifoliata*, *Allocarya tenuifolia* et *Arenaria serpens* var. *patagonica*. Je n'ai pu rencontrer dans la région littorale ni *Sagittaria chilensis*, ni *Elodea chilensis*, qu'on y dit très fréquents, ni la Restionacée *Leptocarpus chilensis*, récoltée près de Valdivia par O. Buchtien, et qui couvre d'une végétation caractéristique de grandes extensions de terrain sur les bords des rivières, au sud de Puerto Montt (1).

Un mot, enfin, de la végétation du bord des routes, pour rappeler le fait souvent signalé déjà, de la naturalisation parfaite dans le Sud du Chili de toute une série de plantes européennes : *Brunella vulgaris*, la plus commune peut-être, *Hypochoeris radicata*, *Holcus lanatus*,

---

(1) Cf. Apuntes sobre la vegetacion da la boca del Rio Palena : Anales Univ. Santiago, 90 (1895).

Dactylis glomerata, *Potentilla anserina*. *Digitalis purpurea*, *Rosa canina*, *Trifolium repens* et *Rubus ulmifolius*, celui-ci en exemplaires énormes, formant souvent au bord des chemins qu'il envahit, des murailles de plusieurs mètres de haut et qui est devenu de la sorte un véritable fléau, propagé partout, grâce à ses fruits, par l'Homme et les animaux. Toutes ces plantes abondent à un tel point que le voyageur distrait qui chemine au long des routes, dans les parties les plus colonisées des provinces de Valdivia et de Llanquihué, pourrait facilement se croire dans un pays d'Europe centrale, si de temps à autre une touffe d'*Alstroemeria*, de *Loasa acanthifolia* à fleurs orange ou la grappe pourpre de *Tropaeolum speciosum* grimpant parmi les Ronces, ne lui rappelaient par leur cachet évidemment exotique, qu'il se trouve dans l'Amérique australe.

Je mentionnerai encore, qui par leur développement suffiraient à donner une idée de l'humidité du climat, des plaques de *Riccia* de dix centimètres et plus de diamètre sur les talus d'argile des accotements, ainsi que de véritables gazonnements d'*Anthoceros* et *Marchantia* dont les fructifications dépassent souvent 5 centimètres de haut.

J'insisterai encore sur ce point que la plupart des éléments que nous venons de passer en revue se trouvent intimement mêlés, de manière qu'en un point quelconque de la Forêt on peut toujours reconnaître, dans un rayon de quelques mètres, les arbres et arbustes les plus divers et que, sauf en des cas exceptionnels dont nous allons nous occuper maintenant, il suffit de marcher quelques centaines de mètres dans la forêt, pour rencontrer la grande majorité des espèces énumérées dans les pages précédentes.

Il arrive pourtant que, par place, une espèce domine plus ou moins complètement. Nous avons rencontré déjà le cas d'*Aextoxicum* qui constitue des petites futaies presque pures en certains points de la zone côtière. Dans l'intérieur, couvrant des extensions considérables et passant même de l'autre côté de la Cordillère, entre San Martin de los Andes et le lac Lacar (1) s'étendent des forêts où prédominent, de façon très marquée, le plus puissant des arbres angiospermes de la région, *Nothofagus obliqua*, à feuilles minces, relativement grandes, assez semblables à celles d'*Ulmus campestris*, et caduques, ceci en pleine forêt d'arbres toujours verts, dont l'un des plus importants est précisément un autre *Nothofagus*, *N. Dombeyi*, fait difficilement explicable, semble-t-il, par des raisons d'adaptation au climat actuel, tout au moins, de la région.

---

(1) E. Autran, Les Parcs Nationaux argentins. Boletin del Ministerio de Agricultura. Buenos Aires 1907.

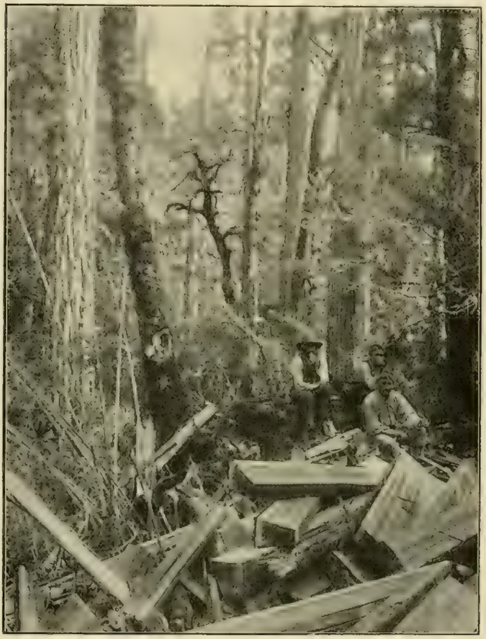


Fig. 7. — Intérieur d'un « alerzal », bois de *Fitzroya* (troncs clairs) et *Nothofagus Dombeyi*). A l'avant-plan des troncs de *Fitzroya* débités, à gauche des Bambous colihué. Phot. Dr. F. Reichert.

Mais c'est surtout le célèbre « alerce », *Fitzroya patagonica*, qui doit nous occuper ici, bien qu'il ait été souvent étudié déjà. Cette Cupressinée monotype, étroitement localisée à la région valdivienne, présente une série de particularités remarquables: d'abord il est le géant de la forêt antarctique, ses sommets dépassant de beaucoup les plus hauts *N. Dombeyi* auquel il est souvent associé; il n'est guère moins puissant que *N. obliqua*, et il existe dans les environs de Puerto Montt des souches d'alerce anciennement abattus, de quelque 3 mètres de diamètre, à un mètre du sol (on n'a du reste plus signalé d'exemplaires vivants aussi considérables). Ses rameaux pourvus de feuilles sont cylindriques et recouverts de petites écailles imbriquées; ses branches relativement minces, régulièrement disposées sur le tronc et infléchies vers le bas sont toujours courtes et diminuent régulièrement jusqu'au faîte, constituant de la sorte une haute couronne conique et très étroite : sa silhouette est, à peu de chose près, celle des Sapins, et ses cimes qui dépassent celles des autres arbres, hérissent de dents aiguës le profil des montagnes boisées. Les troncs, surtout dans les vieux exemplaires, sont très caractéristiques : couverts d'un épais rhytidome fibreux, qu'on utilise pour le calfatage, ils sont lisses, d'un gris jaunâtre (ils paraissent écorcés) et ne portent jamais aucun épiphyte. L'alerce est un arbre social, mais dont les futaies, en général, ne sont pas pures, et dont l'existence semble en étroite relation avec certaines conditions d'humidité : en effet, les « alerzales » (bois d'alerce) sont très strictement localisés à deux sortes de stations : aux parties marécageuses de la plaine et des vallées, et aux pentes les plus abruptes des montagnes, aux sommets mêmes entre 700 et 1100 mètres approximativement, sous la latitude du lac Todos los Santos. C'est ainsi qu'un immense alerzal, aujourd'hui détruit, mais dont il reste les souches célèbres dont j'ai parlé, s'étendait entre Puerto Montt et le lac Llanquihué à une altitude qui n'atteint pas 100 mètres. Dans ces conditions l'alerce est presque toujours associé à une Myrtacée très hygrophile, *Tepualia stipularis*, sur laquelle je reviendrai. D'autre part, sur les chaînes de la Cordillère, bien plus haut que ne peut monter le « Mischwald » valdivien, c'est *Fitzroya* qui domine, associé comme nous le verrons plus loin à quelques autres espèces. Ces deux stations, l'une des marais, l'autre des montagnes, paraissent au premier abord contradictoires, mais elles s'expliquent, me semble-t-il, par les grands besoins d'eau de l'alerce, eau que l'arbre prend au sol dans le premier habitat, à l'atmosphère dans le second, car dans le climat extrêmement humide, le sommet des montagnes s'élevant, fût-ce de quelques centaines de mètres, sur le fond des vallées, sont, avec une extrême fréquence, même en été, noyés dans les nuages.

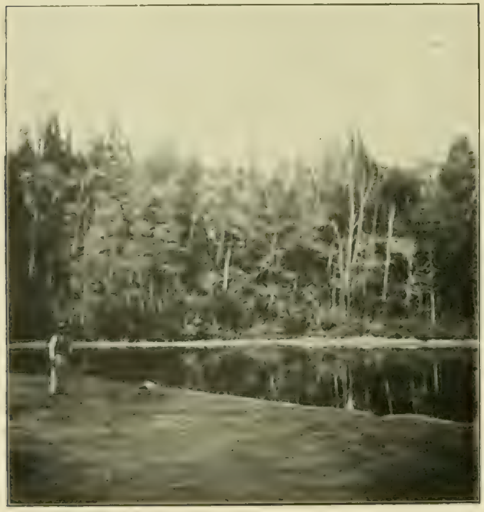


Fig. 8. — Bois de *Fitzroya* (dont les pointes dominent) et de *Nothofagus Dombeyi*. Phot. Reichert.

Je rappellerai enfin l'importance industrielle de l'alerce qui aujourd'hui encore est la principale richesse naturelle de ces contrées : son bois rouge, peu résineux, très léger, est un merveilleux bois de fente qu'on débite ordinairement en planchettes servant au revêtement et à la toiture des maisons, toujours en bois, dans le Sud du Chili.

Un mot seulement sur *Tepualia stipularis*, peu abondant dans la partie que j'ai visitée et que je n'ai pas eu l'occasion de voir dans tout son développement. Cette Myrtacée à très petites feuilles et à fruit capsulaire (c'est la seule Leptospermoïdée américaine) qu'on rencontre souvent à l'état d'arbustes isolés dans les parties humides, forme dans les marais, au pied souvent des alerces, des fourrés impénétrables qu'on nomme « tepuales », où l'arbuste buissonne en tout sens, rampe au ras du sol et rappelle par son aspect le bois tordu des montagnes. Dans l'archipel de Chonos, en certains points de Chiloé et même du continent, il forme sur le rivage, dans l'eau de mer, une ceinture presque infranchissable.

Je signalerai encore que le long du lit, souvent très large, des rivières torrentueuses s'étendent parfois des petits bois de *Myrceugenia exsucca,* Myrtacée à troncs tordus de 4 à 5 mètres de haut : les bras de la rivière se déplaçant constamment, il arrive que l'un d'eux vienne baigner le pied des arbustes qui semblent parfaitement adaptés à cette vie amphibie.

Enfin, pour mémoire, je mentionnerai *Araucaria imbricata*, étroitement localisé, comme on se souviendra, à deux zones étroites qui forment comme deux ilots dans la forêt valdivienne, l'une, dans la Cordillère de la côte, autour de 38° de latitude, l'autre dans les Andes centrales, entre 37° et 40° latitude Sud, régions que je n'ai pas visitées (1).

Cette longue analyse donnera, je l'espère, une notion assez exacte du degré de complexité de la flore valdivienne, comparable comme il a été dit à celle que présentent les forêts subtropicales, de la diversité des formes qui la composent et de l'intérêt systématique (monotypes abondants, représentants de familles ou tribus peu nombreuses ou peu répandues, éléments exceptionnellement éloignés de leur centre de formation) qu'un grand nombre d'entre elles présente ; mais ce dont cette description ne peut donner qu'une faible idée, c'est de la splendeur de cette forêt, splendeur qui résulte, me semble-t-il, de la très grande variété du détail dans l'exubérante puissance de l'ensemble.

---

(1) D'après les observations de F. Kurtz, publiées par Autran (loc. cit.), les forêts à *Araucaria* commenceraient au Cajon de los Trolopes sur le versant oriental de la Cordillère (par 37° 50'). C'est d'autre part par erreur — d'après mes propres observations et les questions que je fis à des habitants du pays, auxquels les arbres sont familiers — qu'il a été signalé dans les « îles du lac Nahuel Huapi », expression étrange, parce que, en dehors de quelques îlots insignifiants, il n'y a qu'une île dans le lac en question ; cette erreur se répète dans Autran (loc. cit.), Spegazzini (Nov. Addend. ad. Flor. Pat. pars III, p. 165) et Makloskie (Report of Princeton Univers. Exped. to Patag., partie Botanique, vol II). Neger (Informe sobre las observaciones botanicas efectuadas en la Cordillera de Villarica, An. Univ. Santiago, Junio 1889, p. 923, travail reproduit dans Englers Jahrb. 1901) fixe la limite méridionale des bois d'*Araucaria* au lac Huechulafquen (lat. 39°45') au Sud duquel, pense-t-il, il ne pourrait plus s'en trouver que des individus épars. D'après des renseignements très dignes de foi que j'ai recueillis sur place, *Araucaria* atteindrait vers le Sud les bords du lac Lacar (40°10'). Il faudrait donc modifier à ses deux extrémités l'aire de dispersion figurée par Reiche, dans son grand ouvrage sur la géographie botanique du Chili (carte I, hors texte).

III. — La flore andine.

Bien que la flore de quelques hautes montagnes de la région ait été étudiée déjà par Philippi (Ozorno), Juliett (Yate et Calbuco), Reiche (Ozorno) et par Neger, cette flore andine n'est pas bien complètement connue ni surtout décrite, et l'intérêt qu'elle présente est d'autre part si considérable, que je donnerai ici les résultats botaniques des quelques ascensions que j'ai eu l'occasion de faire dans les environs du lac Todos los Santos. Je fis par deux fois (février 1910 et mai 1911) celle du mont Techado qui dresse son sommet neigeux à près de 2000 mètres, celle aussi du volcan Ozorno et j'atteignis la limite des neiges éternelles sur le Tronador.

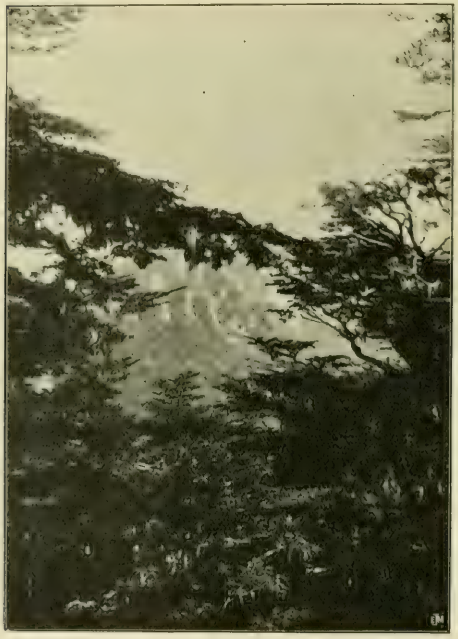


Fig. 9. — Bois de *Nothofagus pumilio* sur le mont Techado (1000 m. d'altitude).

Lorsqu'on s'élève sur les flancs d'une de ces montagnes en suivant, pour éviter la forêt vierge presque impraticable, le lit d'un torrent, un des premiers éléments subandins qu'on rencontre est *Fragaria chiloensis*, très abondant et dont en mars on trouve encore des fruits (1), puis apparaissent ou deviennent plus abondants quelques arbustes à fleurs voyantes comme *Desfontainea ilicifolia*, *Escallonia rubra*, *E. Foncki*, *Embothryum coccineum*, en fleur ici, alors qu'il ne l'est plus dans la vallée, des *Ribes* aussi (*R. parviflorum*, à fruits noirs,

---

(1) On sait que la fraise cultivée est un hybride de *F. chiloensis* et *F. virginiana;* le parfum de l'espèce andine est très semblable à celui des variétés cultivées, mais sa chair est beaucoup plus sèche

R. Gayanum); d'autre part, les Composées, si peu nombreuses dans la flore valdivienne, abondent de plus en plus : ce sont de hauts *Senecio* herbacés à grands capitules ligulés (*S. acanthifolius,* des terres magellaniques, *S. Pearcei, S. Hieracium* enfin, qui, d'après Reiche, n'avait plus été signalé depuis plus de cinquante ans), un *Aster* à grandes fleurs violettes, le haut *Perezia brachilepis*, *Viola maculata* à fleurs jaunes, et *Geum andicola* qui paraît propre à cette partie de la Cordillère. La forêt, parallèlement, va s'appauvrissant à partir de 600 mètres (nous reviendrons plus tard sur ce phénomène). *N. Dombeyi* domine de plus en plus, et c'est un peu plus haut que très fréquemment commencent les alerzales *(Fitzroya)*; puis, brusquement, vers les 800 ou 900 mètres apparaît un élément nouveau, *Nothofagus pumilio*, arbre ici de moyenne grandeur, à petites feuilles crénelées et caduques, aux branches duquel pendent souvent de grandes touffes d'*Usnea barbata* et qui sera bientôt seul à constituer la flore (1). Dans le sous-bois, très épais, outre le même *Nothofagus* en arbuste, abondent des *Berberis* (*B. Darwini* et le curieux *B. Pearcei*, sans épines), *Desfontainea*, *Pernettya mucronata* et la très jolie forme naine, sous-arbustive de *Drymis Winteri* (var. *andina*) couvert de fleurs à la fin de l'été (2), *Escallonia virgata* à fleurs blanches (3), et en même temps une abondante flore herbacée, composée presque tout entière d'éléments magellaniques. Je citerai parmi les plantes basses *Gunnera magellanica* et *Ourisa coccinea*, celle-ci parée de clochettes pourpres, formant toutes deux de vrais gazonnements de feuilles luisantes; diverses Composées : *Adenocaulon chilense*, *Macrachaenium gracile, Lagenophora hirsuta* couvrant le sol par place et l'égayant de ses petits capitules roses; à hautes tiges sont les Valérianes abondantes à cette altitude (*V. Foncki*, *V. hepaticifolia*, la plus commune), la curieuse Ombellifère *Osmorrhiza Berterii*, qu'on prendrait facilement pour un Géranium à fruits non mûrs, *Lysimachia chilensis*, à fleurs blanches fragiles; aux parties les plus humides, la Juncacée à grandes fleurs solitaires, *Marsippospermum grandiflorum* var. *Philippii*, au milieu souvent d'un gazonnement de *Caltha limbata* à feuilles curieusement appendiculées et dont les fleurs présentent la même couleur de laque brune que celles de la Joncacée; dans un petit marécage, vers 900 mètres, j'ai trouvé en outre, *Gentiana sp.* et la Cyperacée *Elynanthus sodalium* qu'on n'avait signalé jusqu'ici que pour les Terres magellaniques. Mais bientôt les arbres disparaissent, les pentes devenant toujours plus abruptes, et nous arrivons vers 1200 ou 1300 mètres à l'étage du *N. pumilio* en bois tordu (Knieholz), qui constitue des fourrés denses et bas où la marche est extrêmement pénible. Plus haut, se mêlant plus ou moins au Knieholz, on trouve d'habitude une certaine étendue couverte de sous-arbustes de la forme *Vaccinium* : *Empetrum nigrum*, var. *rubrum*, *Chiliotrichium rosmarinifolium*, couvert de capitules assez semblables à des pâquerettes, des *Pernettya* à fruits bleutés ou roses (*P. mucronata*, *P. Palenae*, *P. leucocarpa*), parmi lesquels de temps à autre se rencontre *Lycopodium magellanicum*. Enfin, vers 1600 mètres, on arrive à la dernière zone florale riche en formes nettement alpines dont la diversité et la joliesse récompensent le botaniste des fatigues de l'ascension. Ces plantes qui croissent disséminées entre les pierres sur le sol nu, peuvent se grouper en trois catégories : les plantes en touffes, en tapis et en rosette. Parmi les premières il faut citer tout d'abord *Quinchamalium chilense*, Santalacée qui fait de grandes taches de l'orange le plus vif, le superbe *Senecio purpuratus*, *Valeriana pulchella* (1) au charmant feuillage glauque, découpé comme celui de *Botrychium lunaria*, *Baccharis nivalis* et *Euphrasia flavicans* à corolles blanches tachées de jaune. Formant des plaques denses à ras du sol comme des tapis, j'ai noté un *Caltha* (forme naine de *C. limbata*, sans doute), *Senecio vulcanicus*, *Azorella crassipes* et *A. lycopodioides* associée à *Hymenophyllum tunbridgense*, *Pernettya minima*, *Baccharis magellanica*, couvert de résine et *Lucilia frigida* d'un blanc d'argent. Enfin, dressant leur tige florale au milieu d'une rosette de feuilles : *Perezia pedicularifolia*, à capitules bleus, *Melandryum cucubalioides* et enfin, cherchant les petites dépressions humides, une série de toutes petites espèces charmantes : *Pinguicula antarctica*, *Senecio trifurcatus*, *Ourisa fragrans*, *O. brevi-*

---

(1) Il est pour moi presque certain que *N. antartica* se mêle ici (comme arbuste seulement?) à *N. Pumilio.* Je possède un échantillon (leg. K. Wolffhuegel) provenant des montagnes de la rive méridionale du lac Todos los Santos, mais je ne l'ai vu moi-même que dans la plaine, au pied du versant argentin.

Je mentionnerai aussi pour être complet *N. betuloides* et *N. nitida*, tous deux toujours verts et très semblables à *N. Dombeyi*, le premier nettement magellanique, le second commun surtout vers le 44° lat. et surtout aux îles Guaytecas où il domine (Dusen). Ils ont été signalés dans la Cordillera Pelada par Philippi et sur le volcan Ozorno par Reiche. *N. procera*, à grandes feuilles caduques, important dans l'étage sub-andin des Cordillères de la province de Valdivia, de même que dans la Cordillera Pelada, ne paraît pas dépasser beaucoup le 40e parallèle. Je ne les ai observés moi-même ni les uns ni les autres.

(2) Parfaitement semblable au type par ses caractères foliaires et floraux, il s'en distingue par sa taille de sous-arbuste et surtout par l'irrégularité complète de sa ramification, qu'on pourrait attribuer peut-être à l'influence traumatique des neiges hivernales. Il serait très intéressant de cultiver cette « variété » dans la vallée.

(3) Cette espèce a été décrite et très bien figurée, avec analyse de la fleur et sous le nom de *Berberis virgata* dans Makloskie, loc. cit. Botan. sect. II, p. 418 et pl. XV. A la page suivante de ce même volume on trouve dans une figure représentant *Drymis Winteri* d'après Nat. Pfl. Fam., le fruit d'*Illicium arcuatum* attribué erronément à *Drymis*.

---

(1) Reiche (Flora de Chile, V) en fait un synonyme de *V. clarioneifolia;* mes exemplaires se rapportent tellement mieux à la description de *V. pulchella* que je crois préférable de conserver cette espece.

flora var. *uniflora* et *O. pygmaea*, ces deux dernières de 2 ou 3 centimètres de haut. Cette végétation s'étend jusqu'au bord même des premières neiges éternelles (vers 1700 mètres); au delà, s'élevant sur le mont Techado jusqu'au dernières roches du sommet (1950 mètres), on trouve les touffes sombres de *Nassauvia dentata* qu'accompagne un lichen fruticuleux, rigide, jaune et noir, *Usnea melaxantha*, très abondant dans toutes les Terres magellaniques.

On peut donc distinguer sur les flancs d'une montagne dans la région du lac Todos los Santos, les étages floristiques suivants :

La forêt valdivienne ne dépassant guère 500 mètres;

La forêt valdivienne appauvrie, jusque vers 800 mètres;

Les bois de *Nothofagus pumilio*, associé ou non à *Fitzroya*, jusque vers 1200 mètres;

N. pumilio en bois tordu et les formes *Vaccinium*, jusque vers 1600 mètres;

La flore alpine, jusque vers 1900 mètres.

⁂

J'ajouterai un mot sur la végétation de l'Ozorno, énorme cône de lave, coiffé de neige, de quelque 2250 mètres de haut, se dressant entre les lacs Llanquihué et Todos los Santos. Contrairement à

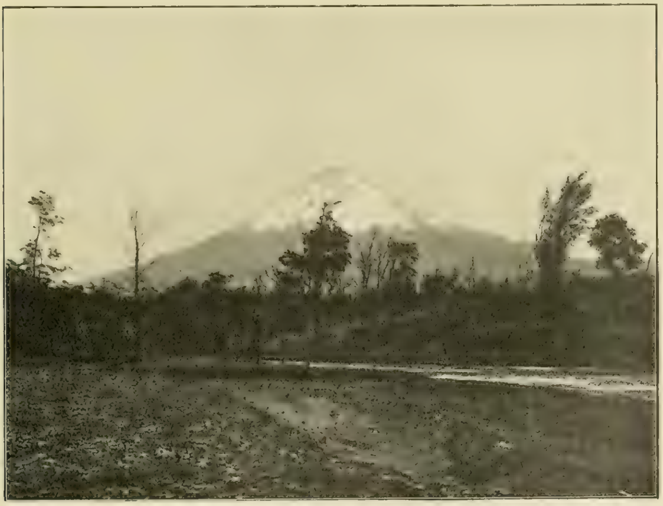


Fig. 10. — Le volcan Ozorno vu du lac Todos los Santos.
Phot. F. Reichert.

Reiche, qui atteignit la limite des neiges du côté N.-W., nous fîmes l'ascension par le S.-E. où j'ai trouvé la végétation infiniment plus pauvre. La ceinture de forêt qui entoure le pied du volcan ne s'élève guère qu'à 200 mètres au-dessus du niveau du lac Todos los Santos (180 mètres) : c'est la forêt valdivienne appauvrie où domine le *N. Dombeyi*; on y peut trouver deux Orchidées que je n'ai pas rencontrées ailleurs dans la région : *Spiranthes diuretica* et *Chloraea unguiscati*. En d'étroites avancées, se terminant par des ilots d'arbustes, le bois, toujours plus buissonnant, s'élève de 200 ou 300 mètres encore ; j'y ai noté *Flotowia, Fuchsia*, le Bambou colihue, *Berberis, Maytenus magellanica*; il n'atteint donc pas la zone du *Nothofagus pumilio* et de l'alerce ; autour c'est un désert de scories descendant par place jusqu'au fond de la vallée et où végètent par touffes basses, éloignées les unes des autres, les espèces suivantes qui constituent de ce côté toute la végétation des flancs de l'Ozorno : *Senecio vulcanicus*, très commun et qui monte jusqu'à la neige, *S. nitidus, S. triodon, Pernettya mucronata* et *P. Palenae*, très abondants, *Baccharis nivalis, Melandryum cucubalioides* et quatre espèces que je n'ai trouvées que là : *Adesmia retusa, Calamagrostis erythrostachya, Agrostis leptotricha* et *Poa sp.*; au surplus, des Mousses, dont l'une très abondante et comme couverte de poils gris et un lichen (un *Stereocaulon?*) qu'on prendrait au premier abord plutôt pour une concrétion calcaire que pour un végétal.

III. — LES FRONTIÈRES DE LA FORMATION.

Les transformations de la flore dans la zone de transition séparant deux formations limitrophes, surtout si celles-ci sont aussi différentes que la forêt valdivienne et le semi-désert patagonique, présentent toujours un grand intérêt, leur étude permettant souvent de déterminer avec plus de certitude, d'une part, leurs éléments les plus caractéristiques et, d'autre part, l'importance respective des facteurs extérieurs qui déterminent leur aspect.

La frontière Nord de la formation qui nous occupe est assez bien connue par les descriptions de Reiche, celle du Sud l'est malheureusement fort peu et comme il n'existe pour l'immense extension de la lisière orientale que des observations tout à fait insuffisantes, je commencerai par résumer ci-dessous celles que j'ai pu faire sous la latitude des lacs Nahuel-Huapi et Todos los Santos.

Autour de celui-ci, à l'exception de quelques éléments comme les Bromeliacées épiphytes et terrestres, *Crinodendron*, *Lapageria*, *Lardi-*

zabala, *Dioscorea*, *Ercilla*, *Lobelia*, dont plusieurs se trouvent aussi à la côte à la même latitude, nous avons encore toute la forêt valdivienne; on pourrait noter cependant que certains éléments y sont de plus en plus rares (*Laurelia aromatica*, *Persea*, *Saxegothea*...), que d'autres, spéciaux aux limites de la formation, abondent davantage (*Maytenus boaria*, *Discaria foliosa*) et que, par contre, *Nothofagus Dombeyi* et *Eucryphia* sont plus nettement dominants qu'autour de Valdivia

A quelques kilomètres à l'Est du Todos los Santos se dresse la chaîne de montagne, frontière des deux républiques, traversée en cet endroit par le col de Perez Rosales dont l'altitude dépasse à peine 1000 mètres. Au pied même de la pente aucune modification ne s'est encore produite, mais dès qu'on s'élève sur la montagne apparaît nettement l'appauvrissement dont il a été question plus haut : disparaissent d'abord *Eucryphia*, les Bambous quila, alors que *Flotowia* et *Weinmannia* paraissent plus fréquents, puis peu à peu tous les éléments valdiviens sont remplacés progressivement par *Nothofagus pumilio*, *Fitzroya* et la végétation arbustive et herbacée de cette zone intermédiaire décrite au chapitre précédent. On redescend en territoire argentin toujours à travers la forêt, car on n'atteint pas ici l'altitude où commence le Knieholz, et peu à peu réapparaissent la plupart des éléments qui avaient disparu, de sorte que, à la pointe occidentale du lac Nahuel-Huapi, à une altitude de 740 mètres, nous trouvons une épaisse forêt où domine de façon tout à fait prépondérante *N. Dombeyi*, mais qui est encore, quoique très appauvrie, la Forêt valdivienne et dont voici la composition : parmi les grands arbres, *N. Dombeyi*, *Flotowia*, *Laurelia serrata*, *Fitzroya*, *Saxegothea*, *Podocarpus nubigena*, *Libocedrus tetragona*, celui-ci que nous rencontrons pour la première fois et qui, de taille moindre mais de port identique à celui du *Fitzroya*, s'en distingue facilement par la forme prismatique de ses jeunes rameaux, forme due à la disposition sur quatre rangs de ses écailles foliaires; les deux *Lomatia*, *Embothryum*, *Pseudopanax*, *Drymis* (la forme typique, mais seulement en petits exemplaires), *Azara lanceolata*, *Aristotelia* plus abondant que jamais, *Fuchsia*, *Myrceugenia apiculata* et *M. sp.* (très semblable à *M. exsucca*), *Maytenus boaria*, *Desfontainea* et des Bambous colihue, parmi les arbres de seconde grandeur et les arbustes; il n'y a pour ainsi dire plus d'épiphytes ni de lianes : *Campsidium* et *Sarmienta* sont encore assez fréquents, mais *Hydrangea*, splendide jusqu'au pied du versant chilien, se traîne ici misérablement sur le sol. Par contre, toute une série d'espèces, celles précisément que nous avons vu disparaître les premières, *Eucryphia*, *Caldcluvia*, *Aextoxicum*, *Laurelia aromatica*, *Persea, Raphithamnus*, les Bambous de la forme quila, ne réapparaissent pas. L'absence d'*Eucryphia* est un fait important qu'explique complètement la différence d'altitude : nous l'avons en effet vu s'arrêter vers 500 mètres d'altitude autour du lac Todos los Santos, il est donc impossible que nous le retrouvions à 740 mètres de l'autre côté des Andes; la même explication s'applique aussi aux Bambous quila ainsi que probablement aux autres espèces pour lesquelles il n'est pas aussi aisé de fixer la limite altitudinale.

Mais c'est à partir de l'extrémité Ouest du Nahuel-Huapi que les changements vont devenir rapides et considérables, en raison de l'intervention d'un facteur autrement puissant qu'une différence de niveau de quelque 400 mètres : à Puerto Bles (extrémité occidentale du lac) il ne pleut certes pas sensiblement moins qu'au Todos los Santos (1), mais à partir de ce point on peut dire qu'à chaque kilomètre qu'on fera vers l'Est, les pluies diminueront, comme s'en aperçoivent très vite ceux qui ont fait quelques fois la traversée du Nahuel-Huapi dans cette direction et comme le montre, un peu schématiquement, la carte pluviométrique de la page 354. Les flancs abrupts des montagnes qui bordent le fjord étroit de P. Bles sont couvertes de forêts à base de *N. Dombeyi*, parmi lesquels, à une certaine hauteur, commencent à se dresser les cônes aigus des *Fitzroya* qui bientôt subsistent seuls sur les pentes les plus escarpées; plus haut s'étendent par place des tapis de bois tordus, qui d'en bas semblent d'épais gazons; mais quelques kilomètres plus à l'Est apparait déjà un élément nouveau, *Libocedrus chilensis*, vulgairement « Cyprès », Cupressinée à feuillage de *Thuya* et à couronne conique moins étroite que celle de l'alerce, et qui joue dans la bordure occidentale de la forêt un rôle capital. En effet, dans la grande île qui s'étend dans le fjord septentrional du lac, sur la rive occidentale de ce fjord, dans la presqu'île Moreno et, un peu plus au Sud, sur les bords du lac Gutierrez, la forêt est, peut-on dire, constituée par les seuls *N. Dombeyi* et *Libocedrus chilensis* auxquels s'adjoignent comme éléments tout à fait secondaires, et ici toujours de petite taille, *Flotowia*, *Lomatia obliqua* (assez abondant) et *Embothryum coccineum*, qui, couvert de fleurs pourpre, doit être au printemps du plus curieux effet (2). Dans le sous-sol très peu abondant, quoique la forêt soit loin d'être sombre, *Myrceugenia aff. exsucca* et *M. apiculata*, particulièrement en bordure du lac, *Maytenus boaria* et *Aristotelia,* tous deux parasités fréquemment par *Phrygilanthus tetran-*

---

(1) Les données exactes manquent; mais les gens du pays qui passent très souvent d'une république à l'autre, le col de Perez Rosales étant une route commerciale très importante, affirment qu'il pleut plus souvent à P. Bles et dans la Cordillère qu'autour du lac Todos los Santos.

(2) J'ai pu m'en rendre compte dans une récente exposition de tableaux du peintre Paolillo, où deux toiles représentant des paysages de Neuquén avaient attiré mon attention par les arbres entière-

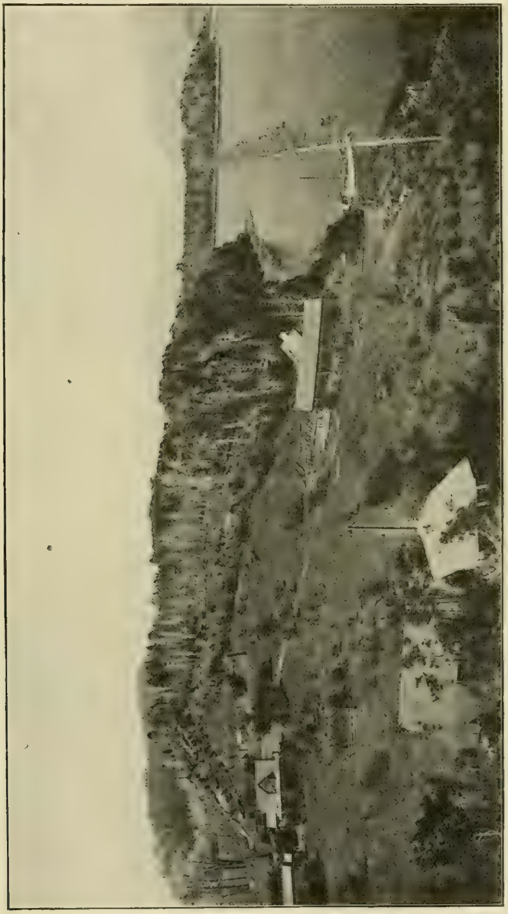


Fig. 11. — La grande île du lac Nahuel-Huapi, avec forêt de *Libocedrus chilensis* (plus clair) et *N. Dombeyi*. Les arbustes de la rive sont *Myrceugenia sp.*

---

ment rouges qui y étaient représentés : l'un des tableaux était intitulé « EL NOTRO » nom vulgaire d'*Embothryum*.

J'ajouterai que je crois *E. lanceolatum* tout au plus une forme de *E. coccineum*, forme à laquelle appartiennent plutôt les individus sous-arbustifs de la zone préandine. Il existe du reste toutes les transitions dans la forme des feuilles ; quant au caractère tiré des dimensions relatives du pédoncule et du périanthe donné par Makloskie (loc. cit.), il est sans valeur.

drus, *Chusquea couleu*, *Buddleya globosa*, *Fuchsia*, *Discaria serratifolia*, *Ribes sp.*, la Santalacée *Myoschilos oblongum*, des *Berberis*, puis des éléments nouveaux plus nettement xérophiles : *Maytenus disticha*, *Azara microphylla*, *Lippia juncea* (sub-aphylle), *Discaria trinervis*, *Schinus crenatus*. Les plantes herbacées sont rares, le sol très souvent nu : aux endroits humides on trouve encore *Gunnera chilensis* et parfois *Senecio hualtata* avec ses hauts panicules de fleurs jaunes ; comme Fougère, je n'ai plus observé que *Polystichum adiantiforme*, type xérophile, abondant, par exemple, dans les Sierras pampéennes de la province de Buenos-Aires. Il n'y a naturellement plus ni épiphyte ni liane, mais il faut mentionner l'abondance de deux Composées grimpantes, *Mutisia decurrens* et *M. retusa*, avec leurs grandes étoiles respectivement orange vif et roses, qui sont le principal ornement de cette dernière zone de la forêt. Celle-ci se termine donc dans la région qui nous occupe à quelque 35 kilomètres de la frontière des deux républiques : elle n'entoure qu'incomplètement le petit lac Guttierez, couvre encore entièrement la grande île, mais ne s'étend pas plus vers l'Est, ni au Nord ni au Sud du lac. Sur les rives de celui-ci on trouve encore par places une étroite bordure de *Nothofagus* et pendant assez longtemps aussi des « Cyprès » isolés, mais il n'y a plus de forêt ; le plus frappant contraste existe donc dans l'aspect des extrémités orientale et occidentale du lac, celle-ci entourée d'un épais « Regenwald », celle-là environnée de collines presque nues dont la végétation basse, grisâtre et clairsemée n'arrive pas à couvrir entièrement le sol.

Au sortir de la forêt on ne rencontre pas tout de suite la végétation du semi-désert patagonique proprement dit, dont la flore monotone et extrêmement pauvre qui s'étendra dès lors jusqu'à la côte de l'Atlantique, ne commence que quelques kilomètres plus à l'Est. Nous trouvons ici une étroite zone transitoire, la zone pré-andine, dont la flore est comparativement très variée et, me semble-t-il, fort riche en éléments propres. Comme elle n'a pas été décrite encore au point de vue géobotanique, je crois utile d'en donner ici une brève description.

Outre les Cyprès (*Libocedrus chilensis*) isolés, déjà signalés, quelques espèces de la forêt voisine s'y rencontrent encore, mais en forme d'arbustes, voire de sous-arbustes : au bord de petits ruisselets courant dans des plis du terrain, existent d'humbles bosquets formés de *Nothofagus antarctica*, *Escallonia virgata*, *Schinus crenatus* ; plus loin ce sont de petits groupes de *Lomatia obliqua* de 2 ou 3 mètres de haut, semblables à des boules d'un vert sombre déposées sur le sol ; par place le même *Nothofagus* rampe sur la terre qui en d'autres endroits est couverte de petits buissons rabougris d'*Embothryum coccineum* ne dépassant pas 50 centimètres de hauteur. Comme arbustes il faut citer

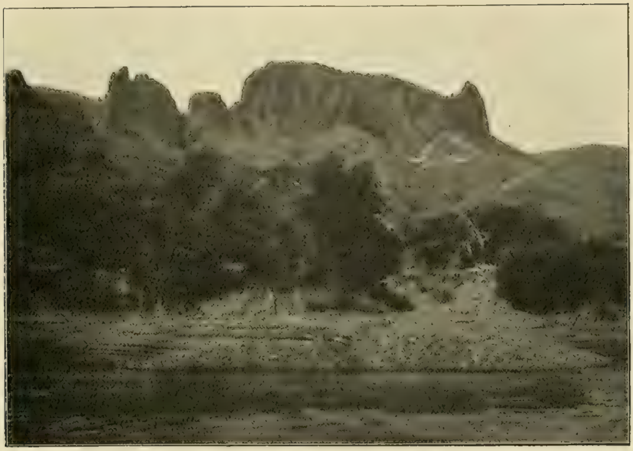


Fig. 12. — Bords du Limay dans la région pré-andine.

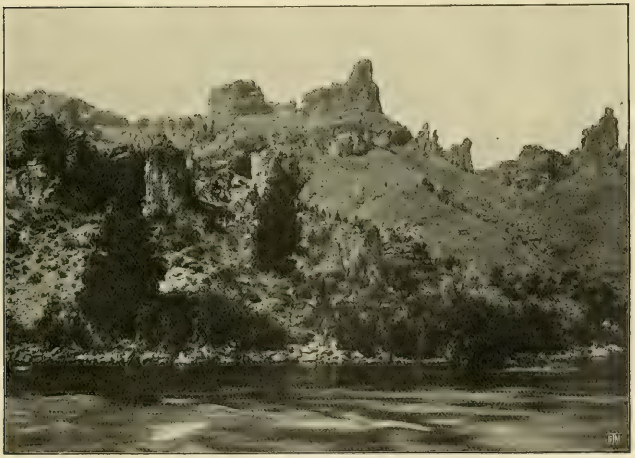


Fig. 13. — Les bords du Limay près du confluent avec le Rio Traful (zone pré-andine).
Des *Libocedrus chilensis* isolés;
les buissons au bord de la rivière sont *Schinus crenatus, Maytenus boaria, Discaria sp.*
Phot. C. Bruch.

encore quelques éléments non valdiviens : le curieux *Fabiana imbricata* qu'on prendrait pour un *Erica*, *Anarthrophyllum brevistipula*, Légumineuse au feuillage tomenteux, *Ribes magellanicum*, *Berberis buxifolia*, *Lippia juncea*, et deux Rhamnacées aphylles et épineuses *Colletia ferox* et *Discaria longispina*, éléments qui, sauf les deux derniers, ne quittent pas, ici du moins, la Précordillère. La flore herbacée est plus diverse, fort intéressante, mais peu abondante et ne couvrant déjà plus entièrement le sol : nous avons d'abord une série de plantes formant de petits tapis de rosettes serrées les unes contre les autres : *Viola sempervirens*, type des hautes Andes qu'on est très surpris de trouver dans la plaine à 700 mètres d'altitude, *Crukshanksia glacialis* (Rubiacée) ; *Perezia doniana* à fleurs bleues, *Nassauvia spinosa* à fleurs blanches, *Haplopappus arbutoides*, Composée à fleurs jaunes, *Armeria andina* à fleurs roses; formant des coussins plus denses, *Acaena splendens* au feuillage argenté, *Baccharis magellanica* en grande abondance, *Mulinum microphyllum*, puis *Fragaria chiloensis* couvrant de grandes extensions de terrain, les superbes touffes orangées de *Quinchamalium chilense*, var. *majus* que nous avions rencontrées 1000 mètres plus haut dans la Cordillère, de nombreux *Senecio* (*S. sericeo-nitens*, *S. triodon*...), puis *Hippeastrum Bagnoldi* var. *minor* et *Anemone multifida*, tous deux à grandes fleurs jaunes, le haut *Adesmia boronioides*, tout couvert de glandes et visqueux au contact, *Heliotropium paronichioide*, presque exclusivement dans les champs cultivés, où il abonde avec *Alstroemeria aurantiaca*, la Loasacée *Scyphanthus stenocarpus*, *Euphorbia portulacoides*, *Stipa chrysophylla* et un *Bromus*, seules Graminées déterminables que j'ai trouvées au mois de février, *Mulinum spinosum* en grandes touffes hémisphériques de plus en plus abondantes à mesure qu'on s'éloigne de la Cordillère, au point de devenir l'élément caractéristique de la végétation en certains points du plateau; enfin *Mutisia decurrens* et *M. retusa*, déjà cités, auxquels on peut ajouter, proche parent du dernier, *M. oligodon*, rampant sur le sol et sur lequel on peut observer la disparition des vrilles (1).

---

(1) Bien que le caractère du présent travail soit bien différent, je crois intéressant de faire ici au sujet de quelques espèces du genre *Mutisia*, une remarque purement systématique.

On a fait de ces deux types, l'un (*M. retusa*) à feuilles plus ou moins ovales et à fleurs d'un rose atténué, et l'autre (*M. decurrens*) à feuilles sublinéaires et à fleurs orange, types si franchement caractérisés par la couleur remarquablement constante de leurs fleurs et par la forme générale de leurs feuilles, un très grand nombre d'espèces basées sur la variation et les combinaisons de trois caractères : tiges aptères ou ailées, bords entiers ou dentés du limbe, absence ou présence d'un indument à la face inférieure de la feuille; accessoirement interviennent aussi les appendices parfois absents des bractées extérieures de l'involucre, la forme échancrée ou non de l'extrémité de la feuille dépourvue parfois de vrille.

Or, tous ces caractères, les deux premiers surtout, varient extraordinairement en intensité, parfois

En plus du caractère très particulier qu'il faut reconnaître à sa végétation, cette zone préandine qui jouit, comme nous le verrons bientôt, d'un climat beaucoup moins sec que celui du plateau central, doit être considérée, me semble-t-il, comme un centre de formation important. Bien que de nombreuses collections y aient été rassem-

---

sur un même échantillon d'herbier, comme j'ai pu m'en assurer sur le matériel assez considérable de mes collections et celui de l'herbier Hicken, et leurs combinaisons peuvent être très diverses, de sorte que l'on pourrait le plus facilement du monde augmenter encore le nombre des espèces. C'est ainsi que dans des exemplaires rapportés tous du lac Nahuel-Huapi et considérés au moment de la récolte comme appartenant à la même espèce (*M. decurrens*), un examen plus attentif montre trois formes, l'une typique, l'autre intermédiaire entre *M. tridens* et *M. retorssa*, et la troisième, à tiges nettement ailées et qui montre à la base des feuilles entières et glabres des oreillettes très marquées, se rapproche de *M. spectabilis* dont les feuilles sont typiquement tomenteuses à leur face inférieure. L'herbier Hicken m'a fourni de même plusieurs formes de classification aussi malaisée. La même chose exactement m'est arrivé avec les *Mutisia* du type *retusa* parmi lesquelles la variation est encore plus accusée peut-être : de nombreux intermédiaires y existent entre les feuilles entières et nettement dentées, de même qu'entre les limbes échancrées (« *retusus* ») et pourvus d'une vrille et les feuilles atténuées en un mucron terminal (*M. oligodon*). Parmi les formes à feuilles glabres sur les deux faces on trouve de nombreuses transitions entre les formes aptères (*M. ilicifolia*) et les formes présentant une aile large et dentée (*M. araucana*) ; enfin, des transitions existent aussi pour ce qui est de la pubescence plus ou moins abondante ou plus ou moins persistante de la face inférieure des feuilles. J'ajouterai encore que la longueur des entrenœuds varie considérablement (stations plus ou moins ombragées) de même que la longueur des pédoncules, variations qui modifient très fort l'aspect des exemplaires, et aussi que la taille des individus fleuris d'une même espèce peut varier de 20 centimètres à plusieurs mètres Pour ce qui est des appendices réfléchis des bractées extérieures de l'involucre sur l'absence desquels on a fondé parfois des espèces (*M. chubutensis*), voir en outre la note sur *M. ilicifolia* dans Reiche, Flora de Chile IV, 328 ; je ferai observer que leur nombre varie parfois de 1 à 3 ou 4 sur le même rameau, qu'ils pourraient par conséquent manquer tout à fait, et qu'en outre ils sont *in sicco* extrêmement fragiles.

Il ne faut d'autre part pas oublier que toutes ces espèces se rencontrent depuis la côte du Pacifique à travers la Forêt valdivienne jusqu'aux bords du semi-désert patagonique et, plus au Nord, dans les Précordillères de la région de transition du Chili moyen, poussant tantôt à la lisière d'un bois, tantôt grimpant aux rameaux des arbustes aphylles de la zone préandine, ou même, comme on le voit fréquemment, rampant sur le sol nu : de telles modifications de l'habitat permettent, me semble-t-il, de comprendre aisément, chez des espèces qui sont précisément parmi les plus évoluées du règne végétal, des variations profondes de caractères aussi plastiques que l'aile des tiges, la dentelure et la pubescence des feuilles. Et devant la constance, au contraire, des deux caractères principaux (couleur des fleurs et forme générale de la feuille), on est tenté de se demander s'il y a là plus de deux espèces, plus de deux souches auxquelles peuvent se rattacher de nombreuses formes décrites sous des noms différents.

Voici maintenant, basé sur la distinction que j'ai faite au début de cette note du type *retusa* et du type *decurrens*, un essai de classification de ces deux groupes d'espèces du genre *Mutisia*.

Type *Mutisia retusa* Remy :

- *a)* Feuilles glabres sur les deux faces
  - tiges ailées : feuilles dentées
    - *M. brachyantha* Phil., *M. araucana* Phil.
    - *M. ilicifolia* Cav. forma *alata* (Nahuel-Huapi).
  - tiges aptères
    - feuilles dentées : *M. ilicifolia* Cav., *M. reticulata* Phil.
    - feuilles entières
      - feuilles échancrées
        - *M. ilicifolia* Cav. forma *paucidentata*.
        - *M. retusa* Remy var. *glaberrima* Phil.
        - *M. Moyanoi* Speg.
      - f$^{\text{lles}}$ non échancrées
        - *M. splendens* Renj.
        - *M. chubutensis* Spez. (« exappendiculata, non vel vix retusa »).

blées, il est souvent très difficile de se rendre compte d'après les grands catalogues systématiques publiés, entre autres par Spegazzini et Makloskie, et où les récoltes faites dans toute la largeur du continent se trouvent mélangées, de l'exacte répartition géographique des espèces citées ; un très grand nombre cependant des formes nouvelles, parfois très remarquables, sont certainement originaires de la Précordillère orientale (1).

b) Feuilles tomentueuses à leur face inférieure	tiges ailées :	feuilles dentées	pédoncule long :	*M. spinosa* R. et P.
			— court :	*M. latifolia* Don.
	tiges aptères	feuilles dentées	feuilles échancrées :	*M. cana* Meyen.
			f$^{\text{lles}}$ non échancrées	*M. oligodon* Poepp. forma *ilicifolia* (Nahuel-Huapi).
		feuilles entières	feuilles échancrées	*M. retusa* Remy, *M. pulchella* Spez.
			f$^{\text{lles}}$ non échancrées :	*M. oligodon* Poepp.

NOTE. — Je n'ai vu aucun exemplaire de *M. ilicifolia* Cov. présentant la forme extrêmement curieuse des feuilles que lui attribue son auteur (Icones V, tab. 493), forme qu'aucune description ne mentionne du reste. Quant au nom de *M. retusa*, il se peut qu'il faille lui préférer *M. Bredgesii* Poepp. et Endl., car on trouve en effet avec fréquence des exemplaires de cette espèce présentant des feuilles parfaitement entières (voir Reiche loc. cit. V, pp. 329 et 330).

Type *Mutisia decurrens* Cav. :

a) Feuilles glabres sur les deux faces	tiges ailées	feuilles dentées.		
		feuilles entières :		*M. hastata* Cav. forma *glabra* (Nahuel-Huapi).
	tiges aptères	feuilles dentées	pinnatifides :	*M. spectabilis* Phil.
			très dentées :	*M. subspinosa* Cav. (vrilles peu développées).
			peu dentées :	*M. tridens* Poepp., *M. retrorsa* Cav.
		feuilles entières :		*M. decurrens* Cav.
b) Feuilles tomenteuses à leur face inférieure	tiges ailées	feuilles dentées.		
		feuilles entières :		*M. hastata* Cav.
	tiges aptères	feuilles dentées	pinnatifides :	*M. hamata* Reiche.
			peu dentées :	*M. retrorsa* Cav. forma *tomentosa* (Nahuel-Huapi).
		feuilles entières.		

Que l'on conserve la plupart des espèces décrites ou qu'on les réduise à un petit nombre de types polymorphes (pour ce qui est des espèces argentines, je dirai en passant que *M. Moyanoi* Speg. et *M. chubutensis* me paraissent tout au plus des formes de *M. ilicifolia* Cav. et *M. pulchella* Speg. un synonyme de *M. retusa* Remy), j'ai cru intéressant de donner ici ces tableaux, (tout imparfaits qu'ils soient sans doute, un grand nombre d'espèces chiliennes ne figurant pas dans les collections que j'ai consultées), parce qu'ils donnent une idée de la variation des organes végétatifs de certains genres des Cordillères sud-américaines. Je crois qu'il serait très désirable qu'on étudie de la sorte les énormes genres andins *(Senecio, Adesmia, Happlopappus, Oxalis,* etc.) dont tout au moins de grands groupes d'espèces sont exclusivement basés sur des variations de l'appareil végétatif ; et on peut en passant les opposer à d'autres grands genres dont la classification des espèces repose, au contraire, sur des différences présentées par des organes floraux, faute d'en pouvoir trouver dans les organes végétatifs (stigmates des *Viola*, couronne des *Oxypetalum*, etc.).

---

(1) On pourrait faire remarquer à ce propos qu'il serait éminemment désirable que les auteurs de catalogues floristiques de régions dont la géographie est mal connue, ou tout au moins très peu vulgarisée, accompagnent leurs travaux d'une carte ou tout au moins d'une liste des endroits cités avec leurs coordonnées géographiques Outre les noms trop nombreux non renseignés sur les cartes même spéciales, il arrive aussi que le même nom se répète : rien n'indique par exemple dans Nov. Addenda ad. Flor. Patag. de Spegazzini, si le Rio Chico, très souvent nommé, est l'affluent du Rio Chubut qui coule non loin de l'Atlantique, ou la petite rivière tributaire du même fleuve dans la Cordillère, à la même latitude. Il s'agit toujours de la flore patagonique, mais de régions floristiques bien différentes.

Il me semble donc hors de doute que cette zone préandine — qu'on retrouve très marquée dans la province de Mendoza, avec des caractères évidemment différents — doive entrer en ligne de compte dans un exposé phytogéographique de cette partie de l'Amérique australe.

Quant à sa largeur, je crois pouvoir la fixer, pour la latitude dont je m'occupe ici, à 30 ou 40 kilomètres. S'il est vrai qu'à l'Est du village de Barriloche la flore s'appauvrit déjà et que les grosses touffes de *Mulinum spinosum* y dominent de plus en plus, dans la vallée du Limay, affluent du Nahuel Huapi, qui coule pendant quelque 35 kilomètres très sensiblement du Sud au Nord, le caractère préandin (*Libocedrus* épars, végétation plus variée) subsiste encore jusqu'à la confluence du Rio Traful. C'est après seulement, lorsque la rivière prend définitivement la direction du Nord-Est, que commence dans la vallée la végétation patagonique proprement dite, presque entièrement différente, beaucoup plus pauvre et monotone, dont les éléments caractéristiques commencent dès lors à apparaître et qui, une cinquantaine de kilomètres en aval, se présentera pour ainsi dire identique à ce qu'elle restera jusqu'au pied des dunes littorales de l'Atlantique. Voici, bien qu'en réalité elles soient étrangères au sujet de ce mémoire, quelques observations floristiques en descendant le cours du Limay :

Au delà de la confluence avec le Traful, la plante caractéristique pendant une centaine de kilomètres est *Mulinum spinosum* (1) en coussins hémisphériques de 1 m. 50 de diamètre, puis un *Stipa* en innombrables petites touffes coniques; *Condalia microphylla* apparaît très vite avec *Senecio mendocinus* et *S. albicaulis* (tous trois resteront abondants jusqu'à l'Atlantique) et *Buddleya mendocina*. Les premiers *Salix chilensis* isolés apparaissent au bord de la rivière un peu en aval de la confluence avec le Rio Collon-Cura, puis, en même temps que *Lippia trifida*, en un lieu nommé Paso Limay, les premiers *Larrea divaricata*, élément caractéristique, comme le fit observer Spegazzini, de ce qu'il appelle la formation patagonico-bolivienne.

Dans la vallée on trouve maintenant de nombreux *Baccharis* sous-arbustifs (*B. salicifolia* et autres), *Hyalis argentea, Glycyrrhiza astragalina, Sporobolus arundinaceus* et enfin, à 180 kilomètres environ du lac (en un point nommé Casa lata) commencent sur les rives et les îles de la rivière, les premiers bois de *Salix*. Dès lors la végétation ne change plus guère, ni dans la vallée, ni sur le plateau où c'est le

---

(1) Il est connu des colons sous le nom de « neneo » et constitue à certaines époques de l'année la nourriture presque exclusive des Moutons, au point de communiquer à leur chair un goût résineux très désagréable. J'ajouterai, pour donner une idée de la pauvreté de la végétation dans ces régions, qu'en moyenne, une lieue carrée (2500 h.) de terrain ne peut guère nourrir plus de 1500 moutons élevés uniquement pour leur laine, seul produit de ces contrées.

« Monte » caractéristiques de la plaine centrale de l'Argentine, brousse à base de *Larrea*, *Condalia*, *Prosopis juliflora* (en arbuste), *Lycium* épineux, *Caesalpinia praecox*, *Monttea aphylla*, *Tricycla spinosa*, *Cassia aphylla*, *Cactus* divers, mais où à 100 kilomètres environ de la confluence avec le Rio Neuquén, manquait encore *Gourliea decorticans*, le célèbre chañar.

Bien que, comme il a été dit, la bibliographie botanique concernant ces régions soit extrêmement pauvre, il résulte des renseignements qu'on peut y trouver que son aspect doit être assez constant dans toute son étendue. En effet, Autran (1) signale, d'après F. Kurtz, *N. antarctica*, *Libocedrus chilensis*, *Lomatia obliqua*, *Maytenus boaria* associés à *Araucaria imbricata*, depuis le Cajon de los Trolopes (37° 45'), ce qui est du reste l'unique renseignement précis que l'on ait sur la latitude

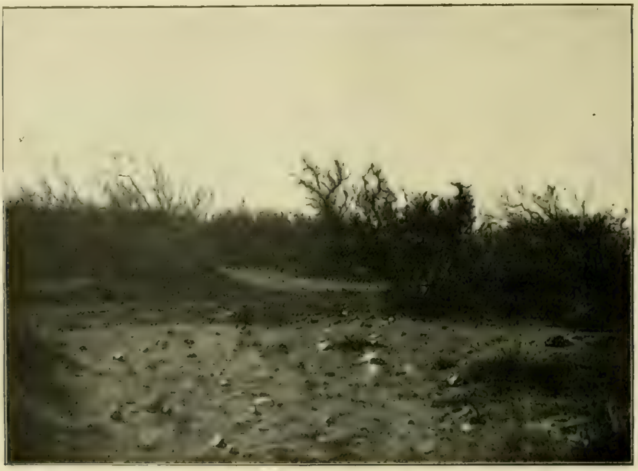


Fig. 14. — La végétation du plateau patagonique.
Larrea divaricata sur les côtés, *Condalia microphylla* au milieu ;
devant le sol caillouteux complètement nu.

---

(1) Florule du lac Nahuel Huapi et ses environs, dans une « Note sur les Parcs nationaux argentins » (Boletin del Ministerio de Agricultura, Buenos Aires, 1907). Il n'est peut-être pas inutile d'attirer l'attention des lecteurs peu au courant des détails de la géographie de ces régions presque désertes — et il est souvent très difficile de retrouver sur les cartes même spéciales les lieux indiqués trop sommairement dans les catalogues — sur le sens extrêmement large que l'auteur de ce travail a donné au mot « environs » du lac. Ces « environs » s'étendent jusqu'à la confluence du Limay et du Rio Neuquén, à 350 kilom. au Nord-Est et jusqu'à quelque 400 kilom. au Nord. Des 375 espèces de ce catalogue, 146 sont en réalité citées pour les environs du lac et 160 au maximum leur appartiennent, le reste est du Nord du Neuquén ou de la plaine patagonique.

à laquelle commence la Forêt antarctique sur le versant argentin des Andes (1). Plus au Sud apparaissent successivement *N. Dombeyi* (Codihué, par 38° 25′), puis *N. obliqua* dans une étroite zone autour du 40e parallèle, latitude à laquelle, comme nous le reverrons plus loin, la végétation semble plus riche qu'elle ne le sera plus au Sud.

La même constance paraît exister dans la flore préandine : en effet, quelques espèces mentionnées plus haut se retrouvent déjà dans une liste de plantes récoltées dans la « Cordillera del Viento » (lat. 37° 20′), publiée récemment par C.-M. Hicken (2). A cette latitude il n'y a pas encore de forêt : seules trois espèces arborescentes sont citées : des *Libocedrus chilensis* épars, *Nothofagus antarctica* buissonnant, ne dépassant pas 3 mètres de haut, le long des rivières, et sous-arbuste rampant dans les montagnes, et quelques rares *Lomatia obliqua* (en arbuste, sans doute?), tout cela très semblable donc à ce qui existe à l'Est du Nahuel-Huapi.

Mais un travail beaucoup plus important et qui n'a pas été pris en considération par les auteurs précédemment cités, est la relation publiée par Neger (3) d'un voyage dans les Cordillères chiliennes et argentines dans le district d'*Araucaria imbricata*, à quelque 200 kilomètres au Nord de la région que j'ai décrite.

La composition de la flore, sauf naturellement là où existe *Araucaria*, est, en général, très semblable à ce que nous avons rencontré plus au Sud, mais la richesse en espèces y est beaucoup plus grande, non seulement, comme on pouvait s'y attendre, parce que cette latitude (39° 30′) correspond à la partie la plus riche de la Forêt valdivienne, mais aussi parce qu'on y trouve encore en assez grand nombre les éléments andins des Cordillères sèches du Nord (nombreux *Adesmia*, *Tropaeolum polyphyllum*, *Arjona*, *Phacelia*, *Pozoa*, etc.) infiniment moins nombreux par 41°. Quelques observations de Neger ne coïncident cependant pas avec les miennes : c'est ainsi qu'il propose de diviser la région sub-andine en deux sous-régions, celle des bois toujours verts et celle des bois d'Angiospermes à feuillage caduc mêlés à des Conifères toujours verts. Je ferai remarquer qu'il s'agit là plutôt d'associations, dont la première au surplus compte aussi des Conifères toujours verts, et que, d'autre part, *Libocedrus chilensis*, spécialement visé avec *Araucaria* dans la seconde association, se rencontre exclusivement là où, plus au Sud, il forme de vraies forêts, associé à un *Nothofagus* toujours vert. De même dans la montagne, les Conifères (*Fitzroya, L. tetragona, Podocarpus nubigena*) commencent bien avant la disparition de *N. Dombeyi*, et ne s'élèvent pas beaucoup plus haut avec *N. pumilio* à feuilles caduques. Très intéressantes et confirmées au contraire par mes observations, sont les considérations sur la distribution, du N.-W. au S.-E., des éléments andins et de la zone chilienne de transition (Grisebach) vers la Patagonie argentine, ou plus exactement peut-être, vers la zone préandine orientale.

---

(1) De même, c'est pour les environs de Norquin, à la même latitude au pied de la Cordillère, que F. P. Moreno mentionne pour la première fois des forêts, dans la relation de son voyage de San Rafael (prov. de Mendoza) au lac Nahuel-Huapi, (Reconocimiento de la Región Andina I, p. 31 ; Boletin del Museo de La Plata, 1897).

(2) Canistellum Neuqueni, Boletin de la Sociedad « Physis » I (1912), n° 3, pp. 116-133.

(3) Englers Jahrb., t. 23, 1896.

On ne sait malheureusement rien de précis sur la composition de la forêt au Sud du lac Nahuel-Huapi (1).

La frontière Nord n'a pas été, que je sache, étudiée spécialement, mais l'ouvrage souvent cité de Reiche permet de la déterminer assez exactement.

Dès Constitución, (35° 30′) on trouve au long du Pacifique dans les vallées et ravines des montagnes longeant la côte, de petits bois formés par un certain nombre des principaux éléments valdiviens (Reiche, loc. cit., p. 216) (2), mais *Eucryphia* n'y apparaît cependant pas encore. Dans la partie centrale du pays, c'est au contraire l'Espinal semidésertique, alors qu'à la même latitude à peu près, à une certaine hauteur dans la Cordillère centrale, on retrouve la forêt, par taches et fort pauvre il est vrai, mais avec, ici aussi, l'élément caractéristique de la lisière orientale, *Libocedrus chilensis*, associé à *Nothofagus obliqua, N. Dombeyi, Podocarpus chilina* et *P. andina*. C'est à cette latitude aussi que, dans la flore andine, les éléments antarctiques (les Éricacées du genre *Pernettya, Gunnera maggellanica, Euphrasia, Ourisa, Empetrum*, etc.) commencent à se mêler aux éléments des Hautes Cordillères sub-tropicales.

Plus au Sud, tant à la côte que dans la Cordillère, la forêt s'enrichit progressivement (*Eucryphia* apparaît par 37°) et prend de plus en plus d'importance, mais longtemps encore dans la région médiane persistera une végétation ouverte, basse et xérophile, s'avançant en coin dans la Forêt. Celle-ci, sans que Reiche le dise expressément, ne semble passer sur le versant occidental de la Cordillère de la côte qu'un peu au Nord du 38e parallèle. La frontière Nord de la forêt présente donc approximativement la forme d'un V dont les branches se termineraient vers le Nord, sur les bords du Pacifique et dans la Cordillère des Andes, très sensiblement par 36° latitude Sud, et se rencontreraient dans la vallée centrale — près de la station Ercilia du chemin de fer chilien — par 38° latitude Sud, latitude à laquelle la forêt couvre pour ainsi dire le Chili dans toute sa largeur.

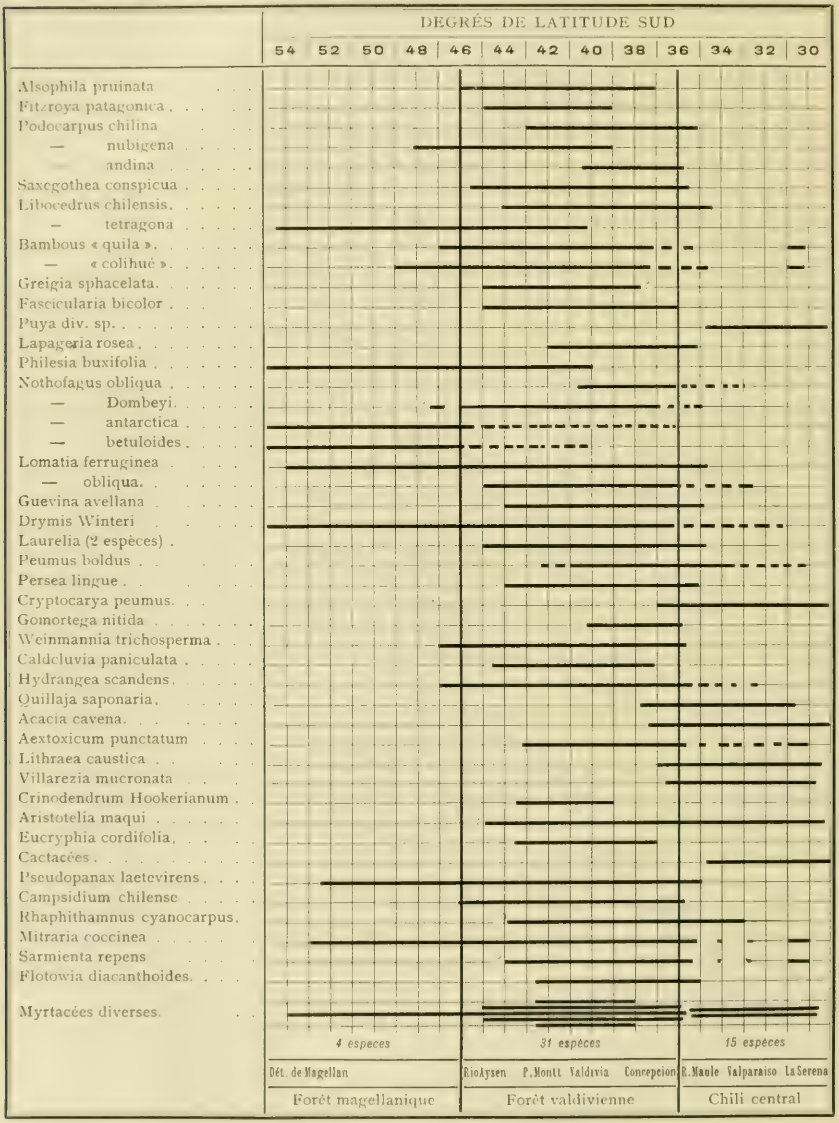
---

(1) Les renseignements précis sur la composition des forêts du versant argentin des Andes au Sud de Nahuel-Huapi manquent absolument. J'ai vu, dans l'herbier Hicken, des exemplaires de *N. pumilio* des bords du Rio Carren-Leofu, d'où il est cité aussi par Spegazzini, de même que *N. Dombeyi* (Primitiae Fl. Chubutensis dans Rev. Fac. Agron. Veter. La Plata, 1897) Le même auteur cite *N. Dombeyi* comme hôte d'un *Myzodendron*, n° 535, pour le lac Argentino par 50° 15′ (!) dans Nov. Add. déjà cité, mais dans le même catalogue les Fagacées manquent totalement à leur place systématique ; d'après un rapport de l'agronome J. Natta Maglione (Boletin Ministerio de Agricult. Buenos Aires, 1912, p. 761) dont les plantes ont été déterminées par le Dr Hicken, la forêt très dense n'y serait composée exclusivement que par *N. betuloides* et *N. antarctica*, auxquels se joint le *Drymis Winteri*.

(2) On consultera avantageusement aussi Reiche, Vegetationsverhältnisse am Unterlauf des Rio Maule, Englers Jahrb. 1896, p. 1.

Reste la frontière méridionale, celle-ci malheureusement impossible à fixer d'une façon certaine en raison de l'insuffisance des observations au delà de 43° latitude S., dans des régions désertes encore, difficiles à atteindre et surtout à parcourir. La zone côtière, où évidemment les types valdiviens s'avancent le plus vers le Sud, est elle-même insuffisamment connue et l'on n'a que des observations isolées sur la flore de l'intérieur. La difficulté est accrue encore par le fait que les bois continuent à couvrir le pays sans interruption jusqu'à la Terre de Feu, bois dont le caractère et dont la composition subissent des modifications qui, pour être progressives, n'en sont pas moins absolues, puisqu'aux Terres magellaniques, les seuls grands arbres sont *N. betuloides* et *N. antarctica* et, secondairement, tant pour la taille que pour la constance et le nombre, *Libocedrus tetragona* et *Drymis Winteri*. Je crois pourtant que ce que nous avons vu de la frontière occidentale de la forêt, joint aux rares notions que nous possédons sur la météorologie de la région, nous aidera à déduire des connaissances acquises par les explorateurs de la Patagonie occidentale, une ligne frontière qui interprétera assez exactemeut la réalité. Il faut rappeler d'abord que des deux arbres valdiviens les plus constants, l'un *Eucryphia cordifolia*, atteint sa limite méridionale par 43°35′, l'autre, *N. Dombeyi* ne semble qu'exceptionnellement se rencontrer encore au delà de 46°. D'autre part, toute une série d'espèces valdiviennes atteignent leur limite australe entre le 42e et le 45e parallèles, comme le démontre le tableau de la page suivante. Les renseignements météorologiques, quoique des plus incomplets, peuvent nous être pourtant de quelque utilité. De Valdivia à Puerto Montt se produit une diminution sensible des quantités annuelles de pluie (voir le tableau de la page 350), et cette diminution est extrêmement rapide du côté argentin au Sud du Nahuel-Huapi ; il est donc vraisemblable que le même phénomène se produit sur le versant chilien, au Sud du Llanquihué, à quelque distance de la côte tout au moins, hypothèse confirmée par quelques observations botaniques dont les plus importantes sont celles qui

Dispersion du Nord au Sud de quelques éléments caractéristiques de la Forêt valdivienne et des formations limitrophes (presque entièrement d'après les travaux de Reiche).



permettent d'établir à l'Ouest des Andes une ligne de forêt à *Libocedrus chilensis,* arbre que nous avons vu caractériser la frontière orientale du Mischwald valdivien. Par 41° on ne le trouve qu'à une certaine distance sur le versant oriental de la Cordillère, par 42° on le trouve déjà sur le versant chilien, dans le cours supérieur du Rio Manso, accompagné comme au Nahuel Huapi par *Azara microphylla;* il est l'élément dominant dans le cours supérieur du Rio Yelcho (42°54') et s'avance vers l'Ouest jusque dans le cours moyen du Rio Corcovado et du Rio Palena; de même la flore xérophyte préandine (*Mutisia*, *Fabiana*, *Mulinum*), qu'on ne rencontre en Argentine que par 41°, passe sur le versant chilien à 2 ou 3 degrés plus au Sud. A la côte pourtant — où les pluies sont plus considérables (1) — c'est toujours, quoique appauvrie, la forêt valdivienne, dont on peut, semble-t-il, fixer l'extrémité méridionale un peu au delà de l'embouchure du Rio Aysen (45°23') où le complexe suivant a été signalé : *Nothofagus Dombeyi*, *Laurelia aromatica* (probablement *L. serrata?*) *Lomatia ferruginea*, *Caldcluvia*, *Drymis*, *Embothryum*, *Podocarpus nubigena*, *Saxegothea*, *Weinmannia*, des Myrtacées, *Ovidia*, *Azara lanceolata*, *Hydrangea*, *Alsophila*, etc. (Reiche, loc. cit., p. 255). Mais cette forêt ne s'étend plus guère le long du Rio Aysen, qui vient du N.-E., que jusqu'à 45 kilomètres environ de la côte, puis est remplacée par *N. antarctica* et *N. pumilio*, parmi lesquels on rencontre des éléments nettement magellaniques comme *Calceolaria Darwini.* Au delà, dans la presqu'île de Taitao (46°) on ne trouve plus que *N. nitida*, *N. antarctica*, *Libocedrus tetragona*, *Podocarpus nubigena*, *Weinmannia*, *Drymis* et *Myrtus luma.* Plus loin *N. betuloides* domine de plus en plus (2). Dans sa

---

(1) Voici quelques chiffres donnés par Steffen (Mitt. der Geogr. Gesell. für Thüringen, Iena, 1913) :

Endroit	Temps d'observation	Jours de pluie
Punta Leopardo	28-11-08 ou 18-3-09 (113 jours)	67
Lac San Rafael	27-11 » 16-3 (1101 »)	79
San Quintin	7-12 » 6-3 (90 »)	65

(2) Un fait extrêmement étrange et qui mérite confirmation, est la présence de *N. Dombeyi* par 48° (Reiche, loc. cit., p. 257, d'après Hambleton, dont je n'ai pu me procurer le travail original publié à Santiago). Reiche lui-même, dans la première partie de son ouvrage, en fixait la limite australe au Rio Aysen par 45° 23'. Au surplus, nous aurions ici *N. betuloides* à la côte et l'espèce valdivienne à 60 à 70 km. seulement dans l'intérieur, assez haut donc dans la montagne, alors que plus au Nord, depuis la Cordillera Pelada (41°), c'est toujours le contraire qui a été observé : là où *N. betuloides* existe dans la région valdivienne, c'est toujours dans la montagne, plus haut que *Nothofagus Dombeyi*.

Le travail de C. Scottsberg sur la géobotanique de la Patagonie (Bot. Ergebnisse der schwed. Exped. nach Pat. und dem Feuerland 1907-09. — I. Uebersicht über die wichtigsten Pflanzenformationen Sudamerika S. von 41°, in Svenska Vet. Acad. Handl. Band 46, n° 3), apporte des renseignements importants sur cette question.

Le caractère de ce mémoire, dont le texte relativement très court ne semble vouloir être que le commentaire de la très belle carte qu'il accompagne, est très différent de celui de mon travail, d'autant plus que la limite Nord de la région qui y est étudiée (41°) coïncide avec la limite Sud partie méridionale (à partir de 43°) la forêt va donc en se rétrécissant, refoulée par les éléments magellaniques qui envahissent d'abord l'intérieur, et se termine aux environs du 46°, latitude à laquelle ces derniers envahissent aussi la zone littorale. Cette ligne frontière ne correspond pas seulement avec une diminution probable de pluies dans l'intérieur du pays, mais avec un abaissement de la température

---

de celle que j'ai décrite; en dehors de quelques points de détail que je mentionnerai ci-dessous, je n'en aurais donc pu tirer parti qu'au sujet de la fixation de la frontière australe de la Forêt valdivienne, frontière que j'aurais certainement reculé d'un degré vers le Sud.

Scottsberg au surplus ne parle pas de Forêt valdivienne, mais de « Forêt riche en espèces » (« der artenreiche Wald ») opposée à la « Forêt pauvre en espèces », qui correspond à ce que je proposais d'appeler la Forêt magellanique; la limite de ces deux formations est fixée à 48°, mais, comme le montre la carte, la première n'occupe plus dès le 48° 30′ qu'une étroite bande côtière au long du Pacifique. Une mince bordure en est figurée aussi à l'Est du lac Buenos-Aires (46° 30′), d'une façon très semblable à ce que nous vîmes au lac Nahuel-Huapi; au Sud de celui-ci c'est le seul point où la forêt, riche en espèces, passe sur le versant oriental, sans même se trouver ici en communication avec l'autre versant par une vallée traversant les Andes; le texte malheureusement ne mentionne pas cet îlot valdivien séparé de la côte du Pacifique par un immense domaine glaciaire et sa composition nous reste inconnue. Je me suis d'autre part grandement étonné de ne pas voir relevé le fait signalé par Reiche de la présence de *Nothofagus Dombeyi* au Rio Backer (48°), fait que j'ai discuté dans la note ci-dessus. Le botaniste suédois (p. 13) mentionne pour cette région *N. nitida* associé à d'autres espèces citées déjà par Reiche et ajoute : « la frontière australe de *N. Dombeyi* n'est pas connue, elle se trouve vraisemblablement vers 46° ». Au Sud de la presqu'île de Taitao, la forêt paraît décidément bien pauvre pour mériter encore le nom de forêt riche en espèces; la zone de transition entre les deux types de forêt est donc assez étendue et il apparaît clairement maintenant que *N. nitida* y joue un rôle très important.

La carte dont il a été question plus haut met admirablement en évidence ce fait sur lequel l'auteur insiste avec raison qu'au Sud de Puerto Montt, la forêt n'occupe plus qu'une partie relativement faible du territoire, en raison des pentes extrêmement rapides des montagnes longeant partout la côte; le haut pays (waldfreies Alpenland) étant occupé par une végétation alpine semblable à celle décrite par moi pour le mont Techado.

Elle montre très bien aussi, pour ce qui est de cette section méridionale de la forêt (au Sud du 41°), le rôle joué, jusqu'à 44°, par ce que j'avais appelé la forêt à *Libocedrus chilensis*, mais dans la brève description qu'il en donne, Scottsberg présente le *Libocedrus* comme le seul grand arbre la constituant, sans même citer, dans tout le chapitre traitant du versant oriental de la Cordillère, *Nothofagus Dombeyi* (toujours vert) que nous avons vu constamment associé au résineux, sur lequel il me semble même que, numériquement, il l'emporte dans les environs du lac Nahuel-Huapi. Aussi l'auteur affirme-t-il sans aucune restriction que la forêt de *L. chilensis* doit être, au point de vue climatérique, rangée avec la forêt « tropophile » des *Nothofagus* à feuilles caduques, *N. pumilio* et *N. antarctica*; or, par 41° tout au moins, ils ne lui sont jamais associés, puisqu'on ne les y trouve que dans la zone préandine où il n'y a plus de forêt. Il ne me semble donc pas qu'on puisse, au Nord de 41°, opposer nettement, comme le fait Scottsberg, les forêts des deux versants de la Cordillère, car ici la Forêt valdivienne passe résolument de l'autre côté de la montagne et le *L. chilensis*, associé du reste à un élément nettement valdivien, *N. Dombeyi* toujours vert, n'y forme qu'une étroite bande de caractère transitoire, déjà xérophile, entre le « Regenwald » et la brousse semi-désertique (le « Monte ») de la plaine argentine.

Au sujet des données météorologiques des pages 350 et suivantes, je rappellerai ce que j'ai dit des observations faites au bord même de la mer et je renvoie le lecteur à ma note suivante.

On trouvera aussi dans ce travail, déterminées avec exactitude, les limites australes de quelques éléments valdiviens, *Mitraria* au 49° 50′, *Alsophila pruinata* au 48° 35′ par exemple, et, chose plus importante encore, la rectification d'une erreur de Reiche qui avait fixé la limite australe des Myrtacées arborescentes au 53°, limite qui doit être reportée à cinq degrés plus au Nord et qui sera de la sorte beaucoup plus facile à admettre.

d'autant plus marqué sans doute, que c'est vers le 46° que commence l'immense domaine glaciaire des Andes australes (1).

Il est enfin presque superflu de rappeler qu'à partir d'une altitude variant avec la latitude considérée, les sommets des montagnes sont occupés par une flore complètement différente où abondent les éléments magellaniques et que la limite supérieure de la forêt, autour de cette bande ou de ces îlots andins, ne présente, de même qu'aux frontières de l'Est, du Nord et du Sud, qu'une composition appauvrie, et qu'aux éléments valdiviens se mêlent (N. *antarctica*, par exemple) des éléments caractéristiques des formations limitrophes.

Voici maintenant des données météorologiques qui montreront l'étroite relation existant entre la végétation valdivienne et les conditions climatériques, le régime des pluies en particulier.

Le tableau suivant concerne la frontière septentrionale :

Tableau montrant la transformation du climat entre les 33^e^ et 40^e^ parallèles, calculé d'après Mossman.

Localités	Latitudes Sud	Distances approximatives à la côte du Pacifique	Pluie								Températures moyennes annuelles
			Quantité en m/m				Nombre de jours				
			Année	Sept.-Mars	Avril-Août	Périodes d'observ.	Année	Sept.-Mars	Avril-Août	Périodes d'observ.	
Valparaiso .	33°	0 km.	500	53	447	17 ans	38	7	31	10 ans	16° C
Punto Caranza (Rio Maule) . .	35° 36′	0 »	706	133	563	8 »	62	17	45	8 »	
Talca . .	35° 26′	70 »	511	101	410	5 »	—	—	—	—	
Concepcion.	36° 50	10 »	1336	351	985	30 »	98	33	65	7 »	13.5
Contulmo .	37° 50	20 »	1925	560	1365	9 »	106	44	62	7 »	
Collipuli .	38°	80 »	1595	376	1219	3 »	—	—	—	—	
Victoria. .	38° 20	95 »	2310	560	1750	4 »	-	—	—	—	
Valdivia .	39° 50	12 »	2666	862	1804	30 »	174	75	99	10 »	11.6

L'augmentation des quantités annuelles et plus encore du nombre des précipitations est donc constante, rapide et considérable, du Nord au Sud dans la région précisément où la forêt commence, et cette augmentation se produit d'abord à la côte (comparez Punta Caranza et Talca, Contulmo et Collipuli). La différence énorme entre Collipulli et Victoria, situé à 35 kilom. environ l'un de l'autre dans la vallée australe, est d'autant plus remarquable que c'est entre ces deux points que la forêt envahit complètement le pays. Cette progression est bien plus marquée encore si l'on ne considère que les pluies, particulièrement importantes pour les plantes, qui tombent pendant la période d'activité végétative, que je crois pouvoir fixer aux sept mois de septembre à mars.

---

(1) C'est, en effet, à cette latitude que commence l'immense « inland » glaciaire encore presque inconnu qui s'étend sur la Cordillère jusqu'au 52^e^ parallèle (baie de la Ultima Esperanza). D'énormes glaciers en descendent sur les deux versants de la chaîne des Andes : les plus septentrionaux aboutissent au lac San Rafaël, qui se trouve précisément dans l'isthme reliant la presqu'île de Taitao au continent, à très peu de mètres au-dessus du niveau de la mer, et, un peu plus au Sud, ces glaciers arrivent jusqu'aux eaux mêmes de l'Océan au fond des fjords qui déchiquètent la côte. J'ajouterai, pour ce qui est de la température de ces régions, que dans le Sud de l'Argentine, où les glaciers vont baigner leur pointes inférieures dans l'eau des lacs préandins, on a observé par 45° de latitude déjà, des minima de —33° C.

On pourrait cependant observer que les 706 m/m de Punta Caranza (près Constitución où commence la forêt), sont une quantité bien modeste encore malgré leur répartition favorable, mais ici les bois et buissons valdiviens ne se rencontrent encore que le long des rivières et ruisseaux, dans les vallées et ravines de la montagne, et je ferai en outre remarquer que cette station météorologique maritime se trouve sur une pointe de rocher au bord même de l'Océan et qu'il est constant que tout au bord de la mer les pluies sont sensiblement moins abondantes qu'à une distance souvent très faible dans l'intérieur (1).

Les 1595 m/m de Collipuli, qui n'est pas dans la forêt, paraissent au contraire considérables, mais outre que ce chiffre ne se rapporte qu'à trois années, peut-être exceptionnelles, et est donc peu probant, les défrichements ont pu refouler la limite des bois vers le Sud.

C'est de même le régime des pluies qui détermine la frontière orientale comme la carte pluviométrique de cette partie de l'Argentine suffirait à le démontrer, carte qui certainement interprète assez exactement les faits, mais ne repose malheureusement pas sur des données ni très nombreuses ni très complètes. On trouvera ci-après les quelques observations exactes que l'on possède sur cette région (2).

---

(1) En voici deux exemples :
Période 1900-09, lat. 40° 1', Punta Galera (à la côte) : 2283 m/m
» » » 39° 48, Valdivia (à 12 km. dans l'intérieur) : 2808 m/m.
» 1904-09, » 37° 8', Punta Lavapie (à la côte) : 815 m/m.
« 1900-09, » 36° 50', Concepcion (environ à 10 km. dans l'intérieur) : 1441 m/m.

(2) Les stations météorologiques sont évidemment peu nombreuses, très modestes, comme personnel surtout, et fort peu anciennes dans ces régions éloignées et très peu colonisées. Les observations recueillies sont donc forcément très incomplètes encore, c'est pourquoi j'ai qualifié plus haut d'un peu schématiques les cartes pluviométriques de cette partie de l'Argentine. On se rend compte, du reste, des difficultés presque insurmontables de la tâche des météorologistes, lorsqu'il s'agit de territoires aussi vastes et aussi peu peuplés que la Patagonie argentine, et l'effort considérable soutenu depuis sa création, il n'y a pas dix ans, par l'office météorologique argentin, sous la direction de M. G. Davis, n'en est que plus admirable.

Je profite de l'occasion pour remercier M. Wiggin, sous-chef de cette répartition, de l'obligeance qu'il a mise à me renseigner chaque fois que je me suis adressé à lui.

Les tableaux suivants, sauf quelques chiffres inédits, ont été dressés à l'aide de l'importante publication officielle argentine : Clima de la Republica Argentina por Gualterio G. Davis, Buenos Aires, 1910.

Régime des pluies sur le versant argentin de la Cordillère

LOCALITÉS	Latitudes Sud	Distances de la Cordillère	PLUIE EN M/M			
			Année	Septembre Mars	Avril Août	Période d'observ.
Chos-Malal	37° 5′	75 km	295	96	199	6 ans
Las Lajas.	38° 30′	50 »	226	370	156	5 »
Lac Aluminié	38° 40	22 »	1027	345	682	5 »
Tratayem.	38° 50	200 »	199	132	67	6 »
Junin de los Andes	39° 55	45 »	788	169	619	7 »
San Martin de los Andes . . .	40° 10	22 »	1890	580	1310	7 »
Lac Traful	40° 30	45 »	1008	472	536	3 »
Barriloche	41°	45 »	1088	351	737	6 » ?
Pilcanyen.	41°	100 »	77	—	—	3 »
Cholila	42° 30	45 »	520	115	405	5 »
Colonie 16 octobre	43° 10	40 »	491	133	358	12 »
Colonie San Martin.	44° 5′	100 »	319	—	—	3 »

A l'exception d'une seule, les moyennes ne portent malheureusement pas sur un assez grand nombre d'années pour qu'on puisse se fier beaucoup à elles, surtout lorsqu'il s'agit de localités, pour nous particulièrement intéressantes, situées dans l'étroite zone intermédiaire entre la région très sèche et la région très humide. Ainsi le chiffre de Barriloche me paraît très exagéré; le régime des pluies y est du reste très variable comme le montrent les relevés mensuels complets que j'ai sous les yeux, pour les trois années 1907-09, pendant lesquelles il est tombé respectivement 1943, 570 et 611 m/m, dont la moyenne (1041 m/m, voisine de celle du tableau ci-dessus) ne peut d'aucune façon donner une idée exacte d'un climat aussi variable, puisque ce qui importe à la vie des plantes en matière de pluie comme en matière de température, quoique de façon moins absolue sans doute, ce n'est pas la moyenne, mais bien les minima des années sèches (1).

Il n'en résulte pas moins que le long de la Cordillère les pluies commencent à augmenter d'une façon considérable vers 38°, latitude à laquelle les forêts commencent à envahir le versant argentin des Andes. L'augmentation s'accentue de plus en plus jusque vers 40° pour diminuer ensuite très rapidement, au Sud du lac Nahuel Huapi, où nous avons vu, à 42°, la flore xérophile passer sur le versant chilien. La diminution des précipitations annuelles est, d'autre part, infiniment plus rapide encore de l'Ouest à l'Est comme l'indiquent les chiffres de Tratayem et Pilcayem.

---

(1) Ne pourrait-t-on pas dans les statistiques météorologiques donner, pour les pluies, des minima et maxima analogues à ceux que l'on donne pour la température ? C'est naturellement pour les régions sèches sans être désertiques, spécialement dans les pays en voie de colonisation, que ces renseignements pourraient être les plus utiles; il semble bien qu'on pourrait facilement indiquer les limites de l'oscillation moyenne — correspondant au palier d'une courbe de fréquence — ou plus simplement le nombre d'années sur lesquelles les précipitations auraient été inférieures à un minimum à fixer dans chaque cas.

Les observations thermométriques qui ont été publiées pour cette partie de l'Argentine, sont trop incomplètes pour qu'on puisse en faire état. La région qui nous occupe est comprise entre les isothermes annuelles de 12 et 7°, et la moyenne annuelle de San Martin de los Andes est de 11° comme celle de Valdivia. L'oscillation annuelle est par contre beaucoup plus accusée, les étés étant plutôt plus chauds et les hivers, surtout, beaucoup plus froids, circonstances qui expliquent d'une part l'accentuation du caractère xérophile des forêts de *Libocedrus* et d'autre part l'appauvrissement considérable de la flore.

Voici, par exemple, les moyennes mensuelles pour Barriloche (années 1905-07) qu'il est intéressant de comparer à celles de Puerto Montt (page 351).

	Janv.	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Sept.	Octobre	Novem.	Décemb.	Année
Moyennes . .	15.9	14.8	12.4	8.6	6.0	2.6	2.3	3.6	3.9	7.3	11.7	10.6	8.3
Maxima absolus	30.5	27.5	29.3	22.5	16.0	10.5	13.0	17.0	19.0	23.3	31.5	30.2	31.5
Minima absolus	0.0	2.0	4.0	5.0	5.0	8.0	9.0	12.2	6.6	4.0	1.0	0.2	12.2

Pour la frontière méridionale nous avons vu déjà que les observations climatériques manquent absolument, mais ici il est hors de doute que l'abaissement de la température dû à l'augmentation de la latitude intervient comme facteur prédominant de l'appauvrissement, puis de la transformation des associations végétales, d'une façon très comparable à ce que nous avons vu en nous élevant dans la montagne, dont, comme on se souviendra, les étages andins sont extrêmement riches en éléments magellaniques.

Cette étude climatérique, toute incomplète qu'elle soit, confirme donc entièrement les frontières que les considérations floristiques nous avaient fait établir précédemment.

Il reste encore à examiner l'opinion des principaux auteurs qui se sont occupés avant moi de caractériser et de délimiter la région florale qui fait l'objet de ce mémoire.

Reiche, qui dans sa division du Chili en régions géobotaniques, semble s'être placé à un point de vue exclusivement local, chilien, n'a pas conservé la forêt valdivienne comme entité phytogéographique, bien qu'il ait employé très souvent l'expression « valdivianische Mischwald » dans la partie descriptive de son œuvre.

Après avoir adopté le 37e parallèle comme limite entre le Chili moyen et le Chili austral, il divise chacune de ces provinces en une région côtière et une région andine, divisées chacune, transversalement cette fois en nombreuses sous-régions (carte II, hors texte). Pour ce qui est de la frontière Nord, on voit donc que Reiche laisse dans la région du Chili moyen, que caractérise pourtant la végétation xérophyte de l'Espinal, d'une part la zone littorale comprise entre le Rio Maule et la ville de Concepciòn, zone qu'il caractérise lui-même par une énumération d'éléments « sud-chiliens » et même « antarctiques », et d'autre part les bois de *Nothofagus*, *Podocarpus* et *Libocedrus chilensis* de la Cordillère centrale, ce qui nous amènerait, en procédant de même, à devoir créer une région spéciale pour les bois appauvris du versant oriental, ou à les inclure dans le semi-désert patagonique. Au Sud nous trouvons à la côte une sous-région s'étendant de 43°30' à 47°, et qui correspond à la partie australe appauvrie, sans *Eucryphia* déjà, de la Forêt valdivienne. L'auteur l'étend un degré plus au Sud que je n'ai cru devoir le faire, mais nous avons vu que cette limite australe est particulièrement incertaine et difficile à fixer. Quelle que soit du reste la valeur des raisons floristiques secondaires qui ont amené Reiche à cette subdivision en six sous-régions de la moitié septentrionale de la Forêt sub-antarctique, ce système, au point de vue de la géographie physique générale, est bien compliqué, et il me paraît hors de doute, quelles que soient les limites Nord et Sud que l'on adopte, retranchant ou conservant les zones de transition, qu'il y ait avantage à conserver comme région distincte ce qu'après Drude j'ai nommé Région valdivienne. C'est ce dont Grisebach s'était du reste parfaitement rendu compte malgré l'imperfection des documents dont il disposait : aussi divisait-il sa « Région des Forêts sub-antarctiques » en deux sous-régions, dont la plus septentrionale correspond, sauf modification des limites, à la Forêt valdivienne.

Drude, dans son manuel de Géographie botanique (p. 501 de l'édition française) suit, à fort peu de chose près, Grisebach, mais il donne des noms aux deux sous-régions dont la plus septentrionale devient la Région des forêts des Conifères de Valdivia, nom qui me paraît impropre parce qu'il exagère l'importance toujours secondaire, sauf dans des districts d'étendue limitée (districts à *Araucaria*, district-frontière à *Libocedrus chilensis)*, ou dans des stations spéciales (« alerzales »), du rôle joué par les Conifères : il ne pourrait jamais être question que de Forêts à Conifères et non de Forêts de Conifères (1).

La Forêt valdivienne, forêt toujours verte, d'aspect sub-tropical, caractérisée par des particularités floristiques extrêmement nombreuses et non moins importantes, s'étendant du 36e au 46e parallèle, et passant en Argentine sur le versant oriental de la Cordillère des Andes où elle est très constamment bordée, du Nord au Sud, par une étroite bande de bois à *Libocedrus chilensis*, apparaît dans l'empire floral austro-antarctique d'Engler, comme une subdivision du domaine des Forêts sub-antarctiques américaines, où il conviendrait donc de distinguer la Formation magellanique (2) et la Formation valdivienne.

Buenos-Aires, juin 1913.

---

(1) C'est par erreur que *Nothofagus betuloides* est donné par Drude comme un élément caractéristique de la Forêt valdivienne ; nous avons vu qu'il ne s'y rencontre, et encore très exceptionnellement, que dans les montagnes ; il est, au contraire, nettement caractéristique des bois magellaniques.

(2) Drude proposait « Régions des taillis magellaniques » (loc. cit., p. 502); Reiche (loc. cit., p. 273) a fait observer déjà combien la locution « taillis » s'applique mal aux véritables forêts qui s'étendent jusqu'à la Terre de Feu.

J'ajouterai que dans la brève introduction (pp. 1 et 2) de ses *Plantae Patagoniae australes* (Rev. Fac. Agron, Vet. de La Plata, juin-juillet 1897), C. Spegazzini propose une division de la Patagonie (argentine) en trois sous-régions dont la plus méridionale s'étend depuis le Détroit jusqu'aux environs du 45e parallèle, coïncidant donc fort bien avec les divisions du versant occidental.

Je ferai remarquer, enfin, qu'il y aurait avantage sans doute, en géobotanique, à abandonner les anciennes locutions Patagonie orientale et Patagonie occidentale, quitte à conserver le qualificatif patagonique pour la végétation énergiquement xérophile, et d'un caractère « patagonique » souvent si accusé, des territoires argentins du Sud (Patagonie orientale), les forêts de la Patagonie occidentale et de la Cordillère entrant dans les Formations valdivienne et magellaniques.

INDEX ALPHABÉTIQUE

On trouvera ci-dessous les noms latins des espèces citées dans ce travail avec l'indication des noms d'auteurs qui sont omis dans le texte pour en faciliter la lecture.

Abutilon vitifolium Presl, 358.
Acacia cavena Mol, 396.
Acaena splendens Hook et Arn., 388.
  — ovalifolia R. et P., 373.
Adenocaulon chilense Less., 379.
Adesmia, 393.
  — boronioides Hoof f., 388.
  — retusa Gris., 382.
Aextoxicum punctatum R. et P., 358, 362, 370, 374, 383, 396.
Agrostis leptotricha Dsv., 382.
  — exasperata Trim., 373.
Aira caryophyllea L., 359.
Allocarya tenuifolia Green., 373.
Alsophila pruinata Kaulf., 372, 396, 397, 398.
Alstroemeria aurantiaca Don., 373, 374, 388.
Anarthrophyllum brevistipula Phil., 388.
Anemone hepaticifolia Hook, 372.
  — multifida Poir, 388.
Anagallis alternifolia Cav., 357.
Anthoceros, 374.
Araucaria imbricata R. et P., 377, 392, 393, 403.
Arenaria serpens H. B. K. var. patagonica (Phil.), 373.
Aristotelia maqui L'Herit., 359, 365, 370, 383, 385, 396.
Arjona, 393.
Armeria chilensis Boiss. var. andina (Poepp.) R., 388.
Asplenium arcuatum, 371.
  — magellanicum Kaulf., 357, 369, 371.
  — obtusatum Forst., 357.
  — trilobum Cav., 371.
Aster, 379.
Asteranthera ovata Hanst., 368.
Azara lanceolata Hoof. f., 365, 383, 397.
  — microphylla Hoof. f., 386, 397.
Azorella crassipes Phil., 380.
  — lycopodioides Gaudich., 380.
  — trifoliata Clos., 373.

Baccharis elaeoides Remy, 366.
  — magellanica Pers., 380, 388.
  — nivalis Sch. Bip., 380, 382.
  — salicifolia D. C., 391.
Berberis, 366, 382, 386.
  — buxifolia Lam., 388.
Berberis Darwini Hook, 379.
  — Pearcei Ph., 379.
  — virgata, 379.
Blechnum blechnoides (Bory), 371.
  — penna-marina (Poir), 371.
  — tabulare (Thumb.), 371, 373.
Blepharocalyx divaricatus Ndzu., 365.
Boquila trifoliata Dcne., 358.
Bromus sp., 388.
Brunella vulgaris L., 353, 373.
Buddleya globosa Lam., 366, 370, 386.
  — mendocina, 391.

Cactus, 392, 396.
Caesalpinia praecox, 392.
Calamagrostis erythrostachya (Dsv.), 382.
Calceolaria corymbosa, 372.
  — Darwini, 397.
  — integrifolia Murr., 372.
  — tenella Poepp., 372.
Caldcluvia paniculata Cav. Don., 364, 383, 396, 397.
Caltha limbata Schlecht, 380.
Campsidium chilense Reiss., 368, 383, 396.
Cassia aphylla, 392.
  — stipulacea Ait., 358.
Castagnea, 357.
Chiliotrichum rosmarinifolium Less., 380.
Chloraea unguis-cati Lindl., 382.
Chusquea Couleu Dsv., 366, 386, 396.
  — Cummingii N. E., 366.
  — quila (Poir) Kunth., 366, 396.
  — valdiviensis Dsv., 366.
Cyathophorum splendidissimum (Mont) Hpe et Lor, 369.
Cissus striata R. et P., 368.
Cobaea scandens, 353.
Colletia ferox Gill., 388.
Condalia microphylla Cav., 391, 392.
Cora gyrolopha E. Fries., 369.
Coriaria ruscifolia L., 367, 370.
Cortaderia quila (Nees) Stapf., 373.
Cotula scariosa (Cass) Franch., 357.
Crantzia lineata Nutt., 357.
Crinodendron Hookerianum Gay., 366, 367, 382, 396.
Cruckshanksia glacialis Poepp., 388.

Cryptocarya peumus Nees., 396.
Cynanchium lancifolium Hook et Arn., 368.
Cyttaria Darwini Berk., 370.

Dactylis glomerata L., 353, 374.
Daedalea, 370.
Desfontainea ilicifolia Ph., 367, 378, 379, 383.
Digitalis purpurea L., 353, 372, 374.
Dioscorea, 383.
— brachybotrya Poepp., 368.
Discaria foliosa (Miers), 383.
— longispina (Hook et Arn.) Miers., 388.
— serratifolia (Miers.), 386.
— sp. 387.
— trinervis (Poepp.), 386.
Dryopteris punctata Willd., 371.
— subincisa (Willd.) Urb., 371.
Drymis Winteri Forst., 364, 370, 379, 383, 394, 395, 396, 397.
Drymis Winteri Forst. var. andina Reiche, 379.

Edwarsia macnabiana, 358.
Elaphoglossum Porteri Hicken, 371.
Elodea chilensis (Pl.) Casp., 373.
Elynanthus sodalium Franch., 380.
Elytropus chilensis Müll., 358, 368.
Embothryum, 367, 383, 397.
— coccineum Forst., 365, 378, 384, 385, 386.
— lanceolatum R. et P., 385.
Empetrum, 394.
— nigrum L. var. rubrum (Vahl.) Alb., 380.
Enteromorpha, 357.
Escallonia Foncki Ph., 378.
— rubra Pers, 359, 378.
— virgata (R. et P.) Pers, 379, 386.
Ercilla spicata (Bert.) Mog., 368, 383.
Eucryphia, 369, 383, 384, 394, 403.
— cordifolia Cav., 360, 363, 395, 396.
— glandulosa Gay, 360.
— patagonica, 360.
Eugenia, 365.
Euphorbia portulacoides L., 388.
Euphrasia, 394.
— flavicans Phil., 380.

Fabiana imbricata R. et P., 388, 397.
Fagus sylvatica L., 361, 362.
Fascicularia bicolor Mez., 358, 369, 396.
Fitzroya patagonica Hook f., 375, 376, 379, 381, 383, 384, 394, 396.
Flotowia diacanthoides Less., 363, 382, 383, 384, 396.
Fragaria chiloensis Duch., 378, 388.
Francoa sonchifolia Cav., 359, 372.
Fuchsia macrostemma R. et P., 359, 365, 367, 370, 382, 383, 386.

Gaultheria myrtilloides Hook et Arm., 366.
Gentiana, 380.
Geum andicola (Phil.), 379.
Gleichenia pedalis (Kaulf.) Spr., 359.
Glycyrrhiza astragalina, 391.
Greigia sphacelata Regel., 372, 396.
Griselinia iodinifolia (Gris.) Taub., 358.
Gomortega nitida R. et P., 364, 396.
Gourliea decorticans, 392.
Guevina avellana Mol., 364, 396.
Gunnera chilensis Lam., 372, 373, 386.
— magellanica, 379, 394.
Gynerium quila, 373.

Habenaria paucifolia Lindl., 357.
Haplopappus arbutoides Remy, 388.
Heliotropium paronichioides Dc., 388.
Hierochloa utriculata, 359.
Holcus lanatus L., 353, 373.
Hyalis argentea, 391.
Hydrangea scandens Poepp., 367, 383, 396, 397.
Hydrocotyle chamaemorus Cham. Schl., 357.
— Poeppigi Dc., 357.
Hymenophyllum, 358, 369.
— caudiculatum Mart., 369.
— cruentum Cav., 369.
— dentatum Cav., 369.
— dichotomum Cav., 369.
— pectinatum Cav., 369.
— tunbridgense (L.) Sm., 380.
Hypopterygium Thouini Mont., 371.
Hippeastrum Bagnoldi (Herb.) Bkr. var. minor Speg., 388.
Hypochoeris radicata L., 353, 359, 373.
— thrincioides (Remy), 357.

Illicium arcuatum, 379.
Isoetes Savattieri Franch., 373.

Juncus graminifolius Meyer, 372.
— planifolius Brown, 372.
— procera Meyer, 372.
Jussieua repens L., 358.

Lagenophora hirsuta Poepp., 379.
Lapageria rosea R. et P., 367, 368, 382, 396.
Lardizabala, 383.
— biternata R. et P., 368.
— triternata R. et P., 368.
Larrea divaricata, 391, 392.
Laurelia, 358, 370, 396.
— aromatica, 363, 383, 397.
— serrata, 363, 383, 397.
Lepidoceras squammifer Clos, 370.
Leptocarpus chilensis Most., 373.
Libertia ixioides Gray, 372.
Libocedrus, 391, 402.
— chilensis, 384, 385, 386, 387, 392, 393, 394, 396, 397, 398, 403, 404.
— tetragona, 383, 394, 395, 396, 397.
Limosella aquatica L. var. tenuifolia Hook f., 357.

Lippia juncea (Gill et Hook), 386, 388.
— trifida, 391.
Lithraea caustica Miers, 396.
Loasa acanthifolia Lam., 374.
Lobelia, 383.
— anceps L., 357.
— Bridgesii Hook et Arm., 359, 372.
— tupa L., 359, 367, 372.
Lomatia, 383.
— ferruginea R. Br., 364, 396, 397.
— obliqua R. Br., 364, 384, 386, 392, 393, 396.
Lucilia frigida (Poepp.), 380.
Luzula chilensis Nees, 372.
Luzuriaga erecta Kunth., 368.
— radicans R. et P., 368.
Lycium, 392.
Lycopodium magellanicum Hook, 380.
— paniculatum Dsv., 367.
Lysimachia chilensis (Gris.) Pax., 380.
— nummularia L., 358.

Macrachaenium gracile Hook, 379.
Macrocystis pyrifera Ag. forma...? 356.
Marchantia, 374.
Margyricarpus setosus R. et P., 357.
Marsippospermum grandiflorum (L. f.) Hook. f. var. Philippii Buch., 380.
Maytenus boaria Mol., 370, 383, 385, 387, 392.
— disticha (Hook f.) Urb., 386.
— magellanica (Lam.) Hook. f., 382.
Melandryum cucubalioides Fenzl., 380, 382.
Meliola compacta (Lev.) Speg., 370.
Mitraria coccinea Cav., 358, 369, 396, 398.
Molina chilensis Gay = Dysopsis glechomoides (Rich.), 371.
Monttea aphylla, 392.
Muehlenbeckia chilensis Meissn., 357.
Mulinum, 397.
— microphyllum Pers., 388.
— spinosum Pers., 388, 391.
Mutisia, 397.
— araucana, 389.
— brachyantha, 389.
— cana, 390.
— chubutensis, 389.
— decurrens Cav., 386, 388, 389.
— hastata, 390.
— ilicifolia, 389.
— latifolia, 390.
— Moyanoi, 389.
— oligodon Poepp. et Endl., 388.
— pulchella, 389.
— retrorsa, 390.
— retusa Remy, 359, 386, 388.
— spectabilis, 390.
— splendens, 389.
— subspinosa, 390.
— tridens, 390.
Myoschilos oblongum R. et P., 359, 386.
Myrceugenia, 365, 385.
— apiculata (Dc.) Ndzu., 365, 383, 385.
— exsucca (Dc.) Berg., 377, 383, 385.
Myriophyllum elatinoides Gaud., 373.
Myrtus, 365.
— meli Ph., 365.
— luma Barn., 363, 397.
Myzodendron, 394.
— oblongifolium Dc., 370.
— patagonicum Speg., 370.
— punctulatum Banks et Sol., 369, 370.

Nassauvia dentata Gris., 381.
— spinosa Don., 388.
Nertera depressa Banks et Sol., 372.
Nothofagus, 361, 370, 386, 394, 403.
— antarctica (Forst.) Bl., 379, 386, 392, 393, 394, 395, 396, 397, 398, 399.
— betuloides (Mab.) Bl., 362, 379, 394, 395, 396, 397, 404.
— Dombeyi (Mirb.) Bl., 361, 362, 370, 374, 375, 376, 379, 382, 383, 384, 385, 393, 394, 395, 396, 397, 398.
— nitida (Ph.), 379, 397, 398.
— obliqua (Mirb.) Bl., 361, 368, 374, 375, 393, 394, 396.
— procera (Poepp. et Endl.), 379.
— pumilio (Poepp. et Endl.), 378, 379, 380, 381, 382, 383, 394, 397, 398.

Oldenlandia uniflora R. et P., 357.
Osmorrhiza Berterii Dc., 380.
Ourisa, 394.
— breviflora Dc. var. uniflora (Ph.), 381.
— coccinea Pers., 379.
— fragans Phil., 380.
— pygmaea Phil., 381.
Ovidia pillo-pillo Meissn., 358, 397.
Oxalis valdiviensis Barn., 373.

Perezia brachylepis Phil., 379.
— doniana Less., 388.
— pedicularifolia Less., 380.
Pernettya, 394.
— leucocarpa Dc., 380.
— minima Ph., 380.
— mucronata Dc., 367, 379, 380, 382.
— palenae Phil., 380, 382.
Persea, 383, 384.
— lingue, 396.
Peumus Boldus Mol., 364, 396.
Phacelia, 393.
Philesia buxifolia Lam., 367, 396.
Pozoa, 393.
Phrygilanthus tetrandrus (R. et P.) Eichl., 367, 370, 385.
— heterophyllus (R. et P.), 370.
Phytolacca australis Phil., 358.
Pilea elegans Gay., 372.
Pinguicula antarctica Vahl., 380.

Poa, 382.
Podocarpus, 403.
— andina Poepp., 394, 396.
— chilina Rich., 364, 394, 396.
— nubigena Lindl., 364, 383, 394, 396, 397.
Polypogon interruptus Kth. in H. et B., 373.
Polypodium Billardieri (Wild.), 369.
— synnammia (Fée), 369.
Polytrichum dendroide, 371.
Polystichum adiantiforme (Forst.), 386.
— multifidum (Mett) var. Autrani Hicken., 371.
Potamogeton, 373.
Potentilla anserina L., 374.
Prosopis juliflora, 392.
Pseudopanax, 383.
— laetevirens (Gay) Seem., 365, 396.
— valdiviensis (Gay) Seem., 368.
Pteris aquilina L., 372.
Ptilotrichella, 369.
Puya sp., 396.

Quillaja saponaria Mol., 396.
Quinchamalium chilense Mol., 380, 388.

Ranunculus aquatilis L., 373.
Rhaphithamnus cyanocarpus Miers., 359, 365, 370, 384, 396.
Ribes Gayanum Steud., 379.
— magellanicum Poir, 388.
— parvifolium Ph., 378.
— sp., 386.
Riccia, 374.
Rosa canina L., 353, 374.
Rubus ulmifolius Schott. f., 353, 374.

Sagittaria chilensis, 373.
Salix chilensis Mol., 391.
Samolus repens (Forst.), 357.
Sarmienta repens R. et P., 368, 383, 396.
Saxegothea conspicua Lindl., 364, 365, 383, 396, 397.
Schinus crenatus (Phil.) Engl., 386, 387.
Scirpus chilensis, 372.
— nigricans (Kunth.), 372.
— nodosus (Br.), 372.
— riparius Presl., 373.
Scyphanthus stenocarpus (Poepp.) Urb. Gilg., 388.
Selliera radicans Cav., 357.
Senecio, 372.
— acanthifolius Hombr. et Jacq., 379.
— albicaulis, 391.
Senecio cymosus Remy, 366.
— hieracium Remy, 379.
— hualtata Bert., 386.
— mendocinus Phil., 391.
— nitidus Phil, 382.
— Pearcei Phil., 379.
— purpuratus Phil., 380.
— sericeo-nitens, 388.
— trifurcatus Less. 380.
— triodon Phil., 382, 388.
— vulcanicus Phil., 380, 382.
Solanum tuberosum, 372.
Sophora tetraptera Ait., 358, 367.
Spergularia media (L.), 357.
Spiranthes diuretica Lindl., 382.
Sporobolus arundinaceus, 391.
Stereocaulon, 382.
Sticta, 369.
Stipa, 391.
— chrysophylla Dsv., 388.

Tepualia stipularis (Hook et Arn.) Gris., 376.
Tillandsia, 370.
Trichomanes, 369.
Tricycla spinosa, 392.
Trifolium repens L., 374.
Triglochin maritima L., 357.
Tropaeolum polyphyllum. Cav., 393.
— speciosum Poepp., 374.

Ugni Molinae, 358, 366.
Ulmus campestris L., 374.
Ulva latissima L., 357.
Uncinia multifaria Nees., 371.
— trichocarpa C. A. Meyer., 372.
Uredo, 357.
Urvillea utilis Bory., 356.
Usnea barbata L., 379.
— melaxantha Ach., 381.
Utricularia gayana Dc., 358

Valdivia gayana Remy., 372.
Valeriana clarioneifolia Phil., 380.
— Foncki, 380.
— hepaticifolia, 380.
— pulchella Phil., 380.
Vestia lycioides Wild., 358.
Villarezia mucronata R. et P., 396.
Viola maculata, 379.
— rubella Cav., 372.
— sempervirens Gay., 388.

Weinmannia trichosperma Cav., 363, 365, 383, 396, 397.

Liste bibliographique des travaux qui ont paru dans le tome IX.

Hauman-Merck (Lucien). Observations d'Éthologie florale sur quelques espèces argentines et chiliennes. (*Rec. Instit. botan. Brux.*, t. IX, p. 3).

Hauman-Merck (Lucien). Observations sur la pollination d'une Malpighiacée du genre *Stigmaphyllon*. (*Rec. Instit. botan. Brux.*, t. IX, p 21).

Hauman-Merck (Lucien). Sur un cas de géotropisme hydrocarpique chez *Pontederia rotundifolia* L. (*Rec. Instit. botan. Brux.*, t. IX, p. 28).

Hauman-Merck (Lucien). Observations éthologiques et systématiques sur deux espèces argentines du genre *Elodea*. (*Rec. Instit. botan. Brux.*, t. IX, p. 33).

Massart (Jean). La création de réserves naturelles. (*Rec. Instit. botan. Brux.*, t IX, p. 40).

Massart (Jean). Le rôle de l'expérimentation en Géographie botanique. *Rec. Instit. botan. Brux.*, t. IX., p. 68.

Segers-Laureys (Adrienne). Recherches sur la composition et la structure de quelques Algues officinales. (*Rec. Instit. botan. Brux.*, t. IX, p. 81).

Kufferath (H.). Contribution à la physiologie d'une Protococcacée nouvelle, *Chlorella luteo-viridis* Chodat, nov. spec., var. *lutescens* Chodat, nov. var. (*Rec. Instit. botan. Brux.*. t. IX. p. 113)

Conrad (W.). Observations sur *Eudorina elegans* Ehrenbg. (*Rec. Instit. botan. Brux.*, t. IX, p. 321).

Hauman-Merck (Lucien). La Forêt valdivienne et ses limites. Notes de Géographie botanique. (*Rec. Instit. botan. Brux.*, t. IX. p. 347).

New York Botanical Garden Library
3 5185 00280 2831